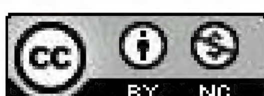
Arnaldoa 25 (1): 9 - 40, 2018
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25101
ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Diversidad del género *Browallia* (Solanaceae) en Salpo, región La Libertad y un nuevo taxón del Norte del Perú

Diversity of genus *Browallia* (Solanaceae) in Salpo, La Libertad Region, and a new taxon from Northern Peru



Segundo Leiva González
Herbario Antenor Orrego (HAO), Museo de Historia Natural y Cultural, Universidad Privada Antenor Orrego. Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ.
segundo_leiva@hotmail.com/cleivag@upao.edu.pe
Flor Tantalean Evangelista
Museo de Historia Natural y Cultural, Escuela de Ingeniería Agrónoma, Universidad Privada Antenor Orrego, Av. América Sur N° 3145, Urb. Monserrate, Trujillo, PERÚ.



Recibido 8-I-2018; aceptado: 28-II-2018; publicado online: 15-III-2018; publicado impreso: 30-IV-2018.

Resumen

Se describen e ilustran en detalle las especies de la diversidad del género *Browallia* (Solanaceae) en Salpo, región La Libertad y un nuevo taxón del norte del Perú. Se reportan tres especies y todas son peruanas, a saber: *B. albiantha*, *B. dilloniana* y *B. salpoana*. Se propone y describe un nuevo taxón: *Browallia plazapampae* S. Leiva & Tantalean, propia de arriba de Plazapampa (km 53½-54 ruta Trujillo-Otuzco), distrito Salpo, prov. Otuzco, región La Libertad, Perú, entre los 7º57´32,4-7º59´43,1" S y 78º38´31,3-78º40´25,2" W, y entre los 1635-2110 m de elevación; se caracteriza principalmente por la disposición de las flores en racimos, el indumento de sus órganos vegetativos y florales, estilo incluso, corola morado intenso externamente, morado claro interiormente 25-28 mm (entre el lóbulo mayor y los dos lóbulos inferiores) y (25-) 29-30 mm (entre los dos lóbulos laterales) de diámetro del limbo en la antésis, cápsula obcónica erecta, lasiocarpa, rodeada por una cobertura de pelos eglandulares transparentes rígidos la ½ distal, 7-7,2 mm de largo por 6,8-7 mm de diámetro, semillas 101-104 (-159) por cápsula. Se incluyen datos sobre su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual y sus relaciones con otra especie afín de cada especie. Para cada especie se presentan fotografías y dibujos, cuyos créditos pertenecen a los autores de este trabajo.

Palabras clave: *Browallia,* especie nueva, Solanaceae, norte del Perú, IUCN.

Abstract

We describe and illustrate the species of the genus *Browallia* (Solanaceae) in Salpo, La Libertad Region, and a new taxon from northern Peru. We report three species and all of them are Peruvian: *B. albiantha, B. dilloniana* & *B. salpoana*. We propose and describe a new taxon *Browallia plazapampae* S. Leiva & Tantalean, found near Plazapampa (Trujillo-Otuzco road km 53½-54), Salpo District, province of Otuzco, región of La Libertad, Peru, between 7º57´32.4-7º59´43.1" S and 78º38´31.3-78º40´25.2" W, and between 1635-2110 m of elevation. It is characterized mainly by its flowers arranged in racemes, the indument of its vegetative and floral organs, style included, corolla intense purple externally, light purple internally, 25-28 mm (between the larger lobe and the two inferior lobes) and (25-) 29-30 mm (between the two lateral lobes) of limb diameter at antesis, capsule obconial erect, surrounded by a covering of rigid transparent eglandular hairs in the distal half, 7-7.2 mm long and 6.8-7 mm of diameter, 101-104 (-159) seeds per capsule. We include data of geographic distribution, ecology, phenology, current status and relations with other similar species. For each species, we present photographs and drawings, whose credits belong to the authors of this work.

Keywords: *Browallia*, sp. nov., Solanaceae, northern Peru, IUCN.

Citación: Leiva, S. & F. Tantalean. 2018. Diversidad del género *Browallia* (Solanaceae) en Salpo, región La Libertad y un nuevo taxón del Norte del Perú. Arnaldoa 25(1): 9-40. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25101

Introducción

El género *Browallia* L. fue fundado por C. Linné en Sp. Pl. 2:631. 1753, con la especie tipo: *B. americana*; pertenece a la familia Solanaceae, subfamilia Cestroideae Burnett, tribu Browallieae Kustel, según Hunziker (2001); conforma un pequeño clado junto a *Streptosolen* Miers, tal como Olmstead *et al.* (2008) indica: "*...The molecular analysis confirms this view uniting Browallia and Streptosolen in a well-supported clade (100%)*", posición que es ratificada por Särkinen *et al.* (2013). Es un género Neotropical que consta de pocas especies (10-16 especies), las cuales han sido estudiadas aisladamente por varios autores entre los que destacan: Macbride (1962), al tratar la familia Solanaceae en su obra: "Flora of Peru", así como, Dios (1977) en su trabajo: "Especies peruanas del género

Browallia (Solanaceae)" quien describe 7 especies. Engler (1964) considera 8 taxones. Soukup (1977) menciona: "*... pequeño género con 5-6 especies de América Central y del sur del Perú dos*". Hunziker (1979) reconoce para el mundo dos especies: *B. americana* L. y *B. speciosa* HooK. Sagástegui & Dios (1980) incrementan una especie más: *B. acutiloba* Sagást. & O. Dios. D'Arcy (1991) sostiene, que el género solamente consta de las tres últimas especies. Brako & Zarucchi (1993: 1100) en su obra: "Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú", nombran 4 especies a saber: *B. abbreviata* Benth., *B. acutiloba* Sagást. & O. Dios, *B. americana* L. y *B. speciosa* Hook. Ese mismo año, Van Devender & Jenkins (1993) publican *B. eludens* Van Devender & Jenkins, que habita en Santa Cruz, Arizona, al sureste de los Estados Unidos y noroeste de México. Dos años después, Leiva (1995) inicia sus estudios en el género, y publica una nueva especie: *B. mirabilis* S. Leiva, que habita en ruta al Bosque El Chaupe y Estrella del Oriente (prov. San Ignacio, región Cajamarca, Perú) la cual, está nombrada en la obra titulada: Diez años de adiciones a la flora del Perú: 1993-2003, publicada por Ulloa *et al.* (2004: 194). Hunziker (2001: 88) en "Genera Solanacearum indica: "*... posiibly it has six species...*" nombra 4, a saber: *B. americana* L., *B. demissa* L., *B. grandiflora* Graham & *B. speciosa* Hook. Knapp *et al.* (2004:612) en el Libro Rojo de las plantas endémicas del Perú, menciona como única especie endémica a *Browallia mirabilis* S. Leiva. Luego, Limo *et al.*, 2007 dan a conocer una nueva especie: *B. dilloniana* Limo, K. Lezama & S. Leiva, que habita en el distrito Salpo (prov. Otuzco, región La Libertad, Perú). Estos últimos años, Leiva *et al.*, 2010, publican una nueva especie: *B. sandrae* S. Leiva, Farruggia & Tepe, del lugar denominado El Balconcito, ruta El Algarrobal-San Benito, (distrito San Benito, prov. Contumazá, región Cajamarca, Perú). Continúa, S. Leiva (2013) da a conocer *B. salpoana* S. Leiva, que es propia del Cerro Ragash, distrito Salpo, (prov. Otuzco, región La Libertad, Perú). Recientemente S. Leiva (2014a) publica *B. amicora* S. Leiva y *B. coalita* S. Leiva ambas crecen en el distrito Guzmango (prov. Contumazá, región Cajamarca, Perú); ese mismo año, S. Leiva (2014b) adiciona a la Flora peruana dos especies, a saber: *B. guzmangoa* S. Leiva habita en los alrededores del pueblo de Guzmango (prov. Contumazá, región Cajamarca) y *B. longitubulata* S. Leiva que vive arriba de Chagual (prov. Sánchez Carrión, región La Libertad, Perú); seguidamente, S. Leiva & Tantalean (2015) reportan *B. corongoana* S. Leiva & Tantalean que vive en la ruta Corongo-La Pampa (prov. Corongo, región Ancash, Perú); Leiva & Tantalean (2016a), adicionan *B. albiantha* S. Leiva & Tantalean que crece en la ruta El Tablón-Rayampampa, (distrito Salpo, prov. Otuzco, región La Libertad, Perú). Ultimamente, Leiva *et al.* (2016b) publican *B. termophylla* S. Leiva, Tantalean & Peláez que vive al borde de la calle alta y alrededores de la ciudad de Cachicadán (ruta Cachicadán-Cerro La Botica, distrito Cachicadán, prov. Santiago de Chuco, región La Libertad, Perú). Ultimamente, Leiva & Tantalean (2017) publican *B. mionei* S. Leiva & Tantalean que vive entre el km 49 ½ -54 en la carretera Moro-Pamparomás, prov. Huaylas, región Ancash, Perú. Por estos antecedentes, y al estar realizando los estudios para la monografía correspondiente que saldrá a la luz en un tiempo muy cercano, consideramos que el género necesita más observaciones de campo, estudios citogenéticos y moleculares, para poder delimitar las especies y concluir la monografía.

El género se distribuye desde el Sur de Arizona (U.S.A.), México, América Central, así como Las Antillas y los Andes de Sudamérica hasta Bolivia (Hunziker, 2001). Las especies del Norte del Perú, habitan desde los 20 m hasta los 3750 m de elevación en las altas montañas, formando parte del estrato herbáceo asociadas con arbustos y árboles.

Recientes excursiones al Norte del territorio peruano, especialmente a la región La Libertad, puso una vez más en evidencia, poblaciones de una especie de *Browallia* que nos llamó la atención por, sus numerosas diferencias morfológicas que las distingue del resto de las especies descriptas hasta ahora, por lo que, motivan su descripción como nueva y constituye el principal aporte y objetivo de este trabajo.

Material y métodos

El material estudiado corresponde a las recolecciones efectuadas en estos últimos años por S. Leiva (HAO) en las diferentes expediciones realizadas en la ruta Trujillo-Otuzco (entre el km 53 ½ -54), distrito Salpo y cabecera de bosque de *Eucaliptus globulus* Labill. (entre Casmiche-Loma del Viento, en la ruta Trujillo-Otuzco), prov. Otuzco, región La Libertad, Perú, entre los 7º57´32,4-7º59´43,1" S y 78º38´31,3-78º40´25,2" W, y entre los 1635-2110 m de elevación a fin de obtener colecciones botánicas intensivas para la realización de la monografía del género *Browallia*. Las colecciones se encuentran depositadas principalmente en los Herbarios: CCSU, CORD, F, HAO, HUT, MO, NHM, NY, USM. Se fijó material en líquido (alcohol etílico al 70% o AFA), para realizar estudios en detalle de los órganos vegetativos y reproductivos, asimismo, para la elaboración de la ilustración respectiva. La descripción está basada en caracteres exomorfológicos, que se tomaron *in situ*; se presentan también, fotografías, datos de su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual y su discusión con la especie afín.

La especie se encuentra distribuida en la zona fitogeográfica Amotape-Huancabamba en su parte sureña (Weigend, 2002, 2004).

Se adjunta una clave dicotómica con todas las especies publicadas para el Norte de Perú.

Los acrónimos de los herbarios son citados según Thiers (2017).

Resultados

Se presenta una clave dicotómica con las especies que habitan en el distrito Salpo, prov. Otuzco, región La Libertad, Perú

A. Hierbas 3-4 (-7) cm de alto. Perianto pubescente rodeado por una cobertura de pelos glandulares (morado intenso el pie, amarillo la cabeza glandular) esternamente. Tubo corolino 10-11,5 mm de largo por 2,5-4 mm de diámetro. Lámina de las hojas obovadas. Estilo 7,8-8 mm de longitud.

1. *Browallia salpoana*

A'. Hierba a sufrútices (15-) 25-50 (-70) cm de alto. Perianto rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes a veces glandulares (transparentes el pie, amarillo la cabeza glandular). Tubo corolino 15-17 (-23) mm de largo por (2,4-) 4-13 mm de diámetro. Lámina de las hojas lanceoladas u ovadas. Estilo 10-18 mm de longitud.

B. Limbo corolino con lóbulos blanco cremosos interiormente. Lóbulos calicinos heterosépalos. Tallos jóvenes pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares lilas, y pelos glandulares (transparente el pie, amarillenta la cabeza glandular). Láminas de las hojas ovadas, excepcionalmente lanceoladas.

2. *Browallia albiantha*

B′. Limbo corolino con lóbulos lilacinos a morado intenso interiormente. Lóbulos calicinos homosépalos. Tallos jóvenes pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simles eglandulares transparentes. Láminas de las hojas lanceoladas.

C. Estilo rugoso en toda su longitud. 53-60 semillas por cápsula. Limbo corolino 14-15 mm (entre el lóbulo mayo y los dos lóbulos inferiores) por 8-9 mm (entre los dos lóbulos laterales) de diámetro en la antésis. Estilo 10-10,2 mm de longitud. Flores solitarias.

3. *Browallia dilloniana*

C′. Estilo filiforme los ¾ basales rugoso sólo el ¼ distal de su longitud. 101-104 (-149) semillas por cápsula. Limbo corolino 25-28 mm (entre el lóbulo mayo y los dos lóbulos inferiores) por 25-30 mm (entre los dos lóbulos laterales) de diámetro en la antésis. Estilo 16-18 mm de longitud. Flores numerosas dispuestas en racimos.

4. *Browallia plazapampae*

***1. Browallia salpoana* S. Leiva** (Fig. 1-2)

Leiva, S. *Browallia salpoana* (Solanaceae) una nueva especie del Departamento La Libertad, Perú. Arnaldoa 20 (1): 59-68, 2013.

Hierba anual, (2,5-) 3-5 (-7) cm de alto, raramente ramificada. Tallos viejos rollizos, verde con pintas lila rojisas, suculentos, compactos, sin lenticelas, a veces glabrescentes rodeados por una cobertura de pelos simples transparentes la superficie adaxial, nunca ruminados, 1-1,5 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes rollizos, verdosos a veces morado intenso (lilacinos) la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, compactos, sin lenticelas, pilosos rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares y pelos simples glandulares (morado intenso el pie y amarillo intenso la cabeza glandular) la superficie adaxial, glabro la superficie abaxial. Hojas alternas las distales, arrosetadas o brevicaules las basales; peciolo aplanado, a veces vinoso la superficie adaxial, glabrescente, rodeado por algunos pelos simples transparentes multicelulares la superficie adaxial, cortísimos, 1-2 mm de longitud; lámina obovada, a veces espatulada o romboidea, rara vez lanceolada, suculenta, verde oscuro, vinosas (rojisas) las nervaduras principales y secundarias la superficie adaxial, verde claro, a veces blanquecino, vinosas las nervaduras principales y secundarias la superficie abaxial, glabrescente rodeado por algunos pelos simples eglandulares transparentes y pelos glandulares (morado intenso el pie, amarillo intenso la glándula) multicelulares la superficie adaxial, glabra la superficie abaxial, ciliado rodeado por pelos simples transparentes en los bordes, obtuso o redondeado en el ápice, largamente cuneada

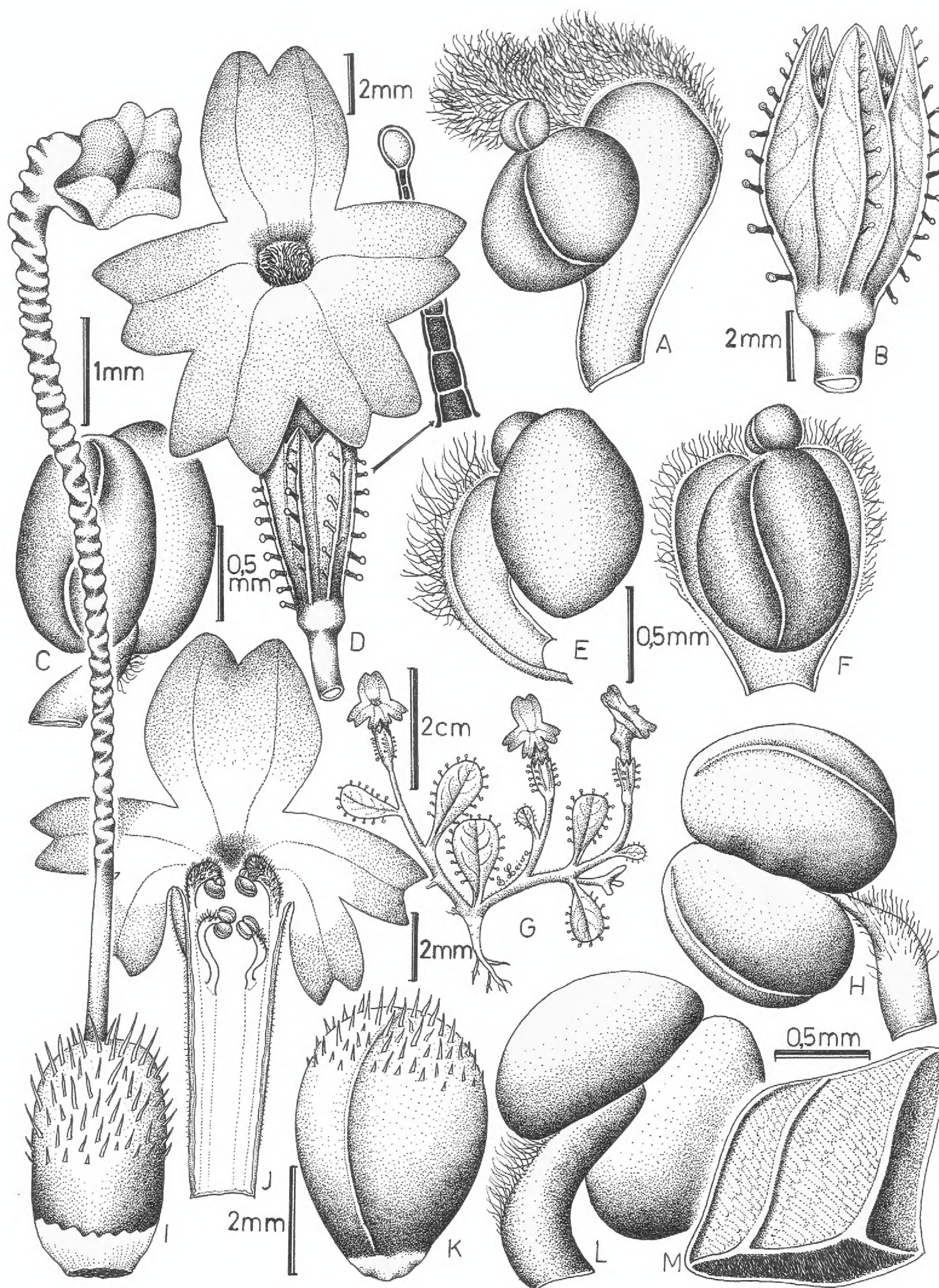


Fig. 1. ***Browallia salpoana* S. Leiva**. A. Antera heteromórfica vista lateral; B. Fruto; C. Antera isomórfica en vista dorsal; D. Flor en antésis; E. Antera heteromórfica en vista dorsal; F. Antera heteromórfica en vista ventral; G. Rama florífera; H. Antera isomórfica en vista ventral; I. Gineceo; J. Flor en antésis; K. Cápsula; L. Antera isomórfica en vista dorsal; M. Semilla. (Reproducida con permiso de Arnaldoa 20 (1): 64, 2013 ; *S. Leiva et al., 5458*, HAO).



Fig. 2. *Browallia salpoana* S. Leiva. A. Plantas en su hábitat; B. Hojas; C. Plantas indicando su longitud; D. Flores en antésis en vista interna; E. - F. Flores en antésis en vista lateral. (Fotografías de *S. Leiva et al., 5458*, HAO).

en la base, entera en los bordes, 8-15 mm de largo por 3,5-6,5 mm de ancho. Flores solitarias a veces 2; pedúnculo rollizo o filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, lila intenso (o morado intenso) el área distal disminuyendo hacia el área basal, suculento, piloso rodeado por una densa cobertura de pelos simples transparentes y algunos pelos glandulares transparentes erectos, 7-7,2 mm de longitud. Cáliz tubular ampliándose gradualmente hacia el área distal, suculento, lila en al área basal disminuyendo hacia el área distal, verde intenso el área distal disminuyendo hacia el área basal, lilas las nervaduras principales y secundarias externamente, verdoso lilacino interiormente, rodeado por una densa cobertura de pelos glandulares (morado intenso el pie, amarillo intenso la glándula) rígidos largos multicelulares externamente, glabrescente rodeado por algunos pelos glandulares transparentes mayor densidad el área distal disminuyendo hacia el área basal interiormente, suculento, abruptamente sobresalientes las nervaduras principales y secundarias, 2,8-3 mm de diámetro del limbo en la antésis; 5-lobulado, lóbulos triangulares, verde claro el área distal disminuyendo hacia el área basal externamente, verdoso interiormente, rodeados por una densa cobertura de pelos glandulares (morado intenso el pie y amarillo intenso la glándula) externamente, piloso rodeado por pelos glandulares transparentes interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos glandulares (morado intenso el pie y amarillo intenso la glándula), suculentos, erectos, ligeramente conduplicados, sobresalientes las nervaduras principales, 1,5-1,7 mm de largo por 1-1,2 mm de acho; tubo 5-5,2 mm de largo por 2,5-2,8 mm de diámetro. Corola hipocrateriforme con una joroba en el ¼ distal del tubo corolino al nivel longitudinal del lóbulo mayor, ligeramente urceolado en el ¼ basal, zigomorfa, vinoso intenso con algunas franjas longitudinales verdo amarillentas, amarillo el área basal de los lóbulos y blanco cremoso el ¼ basal externamente, amarillento al nivel de los lóbulos, lilacino verdoso los ¾ distales, blanco cremoso el ¼ basal interiormente, pubescente rodeado por una cobertura de pelos simples transparentes los ¾ distales, glabro el ¼ basal externamente, glabro interiormente, suculenta, abruptamente sobresalientes las nervaduras principales, 12-13 mm (entre el lóbulo mayor y los lóbulos inferiores) y 11-12 mm (entre los lóbulos laterales) de diámetro del limbo en la antésis; 5-lobulado; lóbulos heteromórficos, patentes; un lóbulo mayor o superior ligeramente romboideo, emarginado en el ápice, membranoso, azulado o morado claro los ¾ distales, blanco y amarillo respectivamente el ¼ basal externa e interiormente, amarillo intenso el área basal interiormente, sobresalientes las nervaduras principales externamente, glabrescente rodeado por algunos pelos simples transparentes a lo largo de las nervaduras principales externamente, glabro interiormente, 5-5,5 mm de largo por 5,6-5,7 mm de ancho; dos lóbulos laterales ligeramente oblongos o rectangulares, emarginados en el ápice, membranosos, azulados o morado claro los ¾ distales externa e interiormente, sobresalientes las nervaduras principales externamente, glabrescentes rodeados por algunos pelos simples transparentes sobre las nervaduras principales externamente, glabro interiormente, 3,5-4 mm de largo por 3,9-4 mm de ancho; dos lóbulos inferiores rectangulares, emarginados en el ápice, membranosos, azulados o morado claro los ¾ distales y blanco cremoso el ¼ basal externa e interiormente, sobresalientes las

nervaduras principales externamente, glabrescentes rodeados por algunos pelos simples transparentes sobre las nervaduras principales externamente, glabro interiormente, 2,8-3 mm de largo por 3,5-3,6 mm de ancho; tubo 11-11,5 mm de largo por 2-2,5 mm de diámetro al nivel de la joroba y 2,5-4 mm de diámetro al nivel de la garganta. Estambres 4, didínamos, inclusos o criptostémonos, conniventes, insertos en los ¾ distales del interior del tubo corolino; dos estambres superiores con anteras heteromóficas, las fértiles sub reniformes, amarillentas, blanquecinas las suturas y amarillo el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 0,7-0,8 mm de largo por 0,6-0,7 mm de diámetro; anteras estériles o abortadas sub reniformes, blancas, blanco cremoso las suturas, sin mucrón apical, glabras, 0,2-0,3 mm de largo por 0,2-0,3 mm de diámetro; filamentos estaminales libres depresos, curvados, espatulados disminuyendo gradualmente hacia el área basal, amarillo intenso, isomórficos, rodeados por una densa cobertura de pelos simples transparentes en toda su longitud externamente, glabros interiormente, 1,5-1,6 mm de largo por 0,5-0,6 mm de ancho; área soldada semirrolliza o aplanada, lilacino amarillento, glabra, 8-8,1 mm de longitud; dos estambres inferiores con anteras isomórficas, fértiles, oblangas, amarillas, blanco cremoso las suturas, sin mucrón apical, glabras, 1-1,2 mm de largo por 1,5-1,6 mm de diámetro; filamentos estaminales libres homodínamos, depresos, ligeramente torcidos o arqueados, geniculados el área distal, verdo amarillentos, rodeados por una densa cobertura de pelos simples transparentes el ¼ distal, glabro los ¾ basales externamente, glabro interiormente, 2-2,2 mm de largo por 0,2-0,3 mm de ancho; área soldada semirrolliza o aplanada, lilacino amarillenta, glabra, 6,5-6,6 mm de longitud. Ovario oblongo, verde intenso, suculento, rodeado por una densa cobertura de pelos simples transparentes rígidos o erectos la ½ distal, disco nectarífero ausente, una membrana transparente que cubre cerca del ¼ basal del ovario, néctar transparente, 2-2,1 mm de largo por 1,2-1,3 mm de diámetro; estilo incluso, filiforme el ¼ basal, arrugado los ¾ distales, geniculado el ¼ distal, erecto, verdo amarillento, glabro, 7,8-8 mm de longitud; estigma umbraculífero, tetralobulado, 4 cavidades (dos en la superficie adaxial y dos en la superficie abaxial), verde intenso el área media, amarillento el área externa, verdoso el área abaxial, glabro, 1-1,1 mm de diámetro. Cápsula erecta, obcónica, verde a la inmadurez, 4-valvada, lasiocarpa rodeada por una cobertura de pelos simples transparentes rígidos el ¼ distal, 5-8 mm de largo por 4-4,2 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente que envuelve ajustadamente a toda la cápsula, lóbulos erectos, 7-8 mm de largo por 4-4,5 mm de diámetro; pedúnculo fructífero erecto, 8-10 mm de longitud. Semillas 48-60 por cápsula, poliédricas, coriáceas, negras o atropurpúreas, testa levemente reticulada, 0,6-0,7 mm de largo por 0,7-0,9 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ, **Dpto. La Libertad**, Prov. Otuzco. Distrito Salpo, Cerro Ragash, 8º 00′ 36,4″S, y 78º 36′ 08,2″W. 3696 m, 1-V-2013. *S. Leiva, M. Zapata, G. Gayozo & L. Chang 5461* (CORD, F. HAO, HUT, MO, NY, USM).- TIPO: *S. Leiva, M. Zapata, G. Gayozo & L. Chang 5461* (CORD, F. HAO, HUT, MO, NY, USM).

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con distribución restringida y aparentemente endémica en la zona de recolección en donde es relativamente escasa. A pesar de haberse

efectuado recolecciones en áreas aledañas solamente se ha encontrado en el Cerro Ragash, distrito Salpo, prov. Otuzco, región La Libertad, Perú, alrededor de los 3696 m de elevación. Taxón que habita en las vertientes occidentales. Es una especie psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas, también es heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila ya que prospera en suelos arenosos; de igual manera, es rupícola ya que vive entre rocas grandes; asimismo, es argilícola porque crece en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva en las laderas secas, prefiere tierras negras, pedregosos, vive asociada con: *Hypochaeris taraxacoides* (Meyen & Walp.) Ball, *Cosmos peucedanifolius* Wedd., *Paranephelius uniflorus* Poepp., *Achyrocline alata* (Kunth) DC., *Bidens pilosa* L. "cadillo" (Asteraceae), *Astragalus garbancillo* Cav. "garbancillo", *Vicia andicola* Kunth "alverjilla", *Medicago polymorpha* L. "trébol" (Fabaceae), *Polygonum aviculare* L. "acelguilla" (Polygonaceae), *Stipa ichu* (Ruiz & Pav.) Kunth "ichu", *Calamagrostis vicunarum* (Wedd.) Pilg. "ichu" (Poaceae), *Castilleja cerroana* Edwin (Orobanchaceae), *Calceolaria utricularioides* Benth. "globitos" o "zapatitos" (Calceolariaceae), *Drymaria weberbaueri* Muschl. "hierba del cuy" (Caryophyllaceae), entre otras.

Fenología: Especie generalmente eucrona ya que, con las primeras lluvias de invierno empiezan a brotar, para luego florecer y fructificar desde el mes de los últimos días del marzo hasta los últimos días del mes de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2012, 2017) *Browallia salpoana* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km^2 en la cima de cerro Ragache, siendo ésta la única localidad donde se ha encontrado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado alrededor de 100 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano de que transita por la ruta. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie para esclarecer su estado de conservación.

Etimología: El epíteto específico hace alusión Salpo, un distrito en la prov. Otuzco, región La Libertad, Perú, una hermosa y próspera área geográfica que entre sus cerros, valles y riachuelos guarda una diversidad biológica y cultural la cual requiere de más estudios.

Discusión

Browallia salpoana S. Leiva está relacionada con su especie hermana *Browallia dilloniana* Limo. K. Lezama & S. Leiva (ver Limo *et al.*, 2007) propia de arriba del lugar denominado San Andrés de Cárcel (ruta Salpo-Casmiche) y arriba del Murañe (ruta Salpo-Pagash), distrito Salpo, prov. Otuzco, región La Libertad, Perú, entre los 2700-2870 m de elevación, porque ambas tienen las flores solitarias, cáliz piloso rodeado por pelos glandulares (lila intenso el pie, amarillo intenso la cabeza glandular) externamente, corola vinoso intenso, rodeada por una cobertura de pelos simples transparentes externamente, 5 lóbulos azulados o morado claro externa e interiormente, filamentos estaminales superiores amarillos rodeados por una densa cobertura de pelos simples

eglandulares transparentes en toda su longitud la superficie adaxial, estigma umbraculífero verde, con 4 cavidades, 48-60 semillas por cápsula. Pero, *B. salpoana* tiene 12-13 mm (entre el lóbulo mayor y los lóbulos inferiores) y 11-12 mm (entre los lóbulos laterales) de diámetro del limbo en la antésis, tubo corolino 11-11,5 mm de largo por 2,5-4 mm de diámetro, estilo arrugado los ¾ distales, filiforme el ¼ basal, verdo amarillento, 7,8-8 mm de longitud, semillas 0,6-0,7 mm de largo por 0,7-0,9 mm de diámetro, hierbas 3-5 (-7) cm de alto, láminas de las hojas obovadas, 8-15 mm de largo por 3,5-6,5 mm de ancho. En cambio, *B. dilloniana* presenta 14-15 mm (entre lóbulo mayor y lóbulos inferiores) y 8-9 mm (entre los lóbulos laterales) de diámetro del limbo en la antésis; tubo corolino 16-17 mm de largo por 4-4,2 mm de diámetro, estilo rugoso en toda su longitud, cremoso, 10-12 mm de longitud, semillas 0,8-1,1 mm de largo por 0,8-1 mm de diámetro, hierbas 40-50 cm de alto, láminas de las hojas ovadas a veces ligeramente lanceoladas, 25-29 cm de largo por 16-17 mm de ancho.

2. ***Browallia albiantha* S. Leiva & Tantalean** (Fig. 3-4)

Leiva, S. & F. Tantalean. *Browallia albiantha* S. Leiva & Tantalean (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú. Arnaldoa 23 (1): 99-110,2016.

Hierba anual, (15-) 20-30 cm de alto, monopódicos, a veces laxamente ramificados. Tallos viejos rollizos, morado intenso, compactos, sin lenticelas, glabrescentes rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes, nunca ruminados, 1-1,3 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes rollizos a veces ligeramente angulosos, verdes, compactos, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes largos multicelulares. Hojas alternas; peciolo semirrollizo, verde, piloso rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes multicelulares, 4-6 mm de longitud; lámina lanceolada, membranácea, verde y opaca la superficie adaxial, verde claro y opaca la superficie abaxial, glabrescente rodeada por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes en ambas superficies, mayor densidad sobre las nervaduras principales y secundarias en la superficie abaxial, aguda en el ápice, redondeada y ligeramente decurrente en la base, entero en los bordes, 2,7-3,2 cm de largo por 1,7-1,9 cm de ancho. Flores dispuestas en racimos, paucifloras 1-2 (-3); pedúnculo rollizo o filiforme ampliándose ligeramente hacia el área basal, verde, pubescente rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, erecto, 2,8-4,7 mm de longitud; pedicelos filiformes, morado intenso o púrpura, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples glandulares, erectos, 1,5-2 mm de longitud. Brácteas en la base de las flores; peciolo ligeramente rollizo, púrpura, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 1-1,1mm de longitud; lámina lanceolada, membranácea, verde la superficie adaxial, verde claro la superficie abaxial, pubescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en ambas superficies, aguda en el ápice, redondeada en la base, entero en los bordes, 12-13 mm de largo por 4-5 mm de ancho. Cáliz tubular ampliándose gradualmente hacia el área distal, ligeramente curvada hacia la superficie adaxial, blanquecino, verde oscuro las nervaduras principales y secundarias externamente, blanquecino interiormente, glabrescente rodeado por

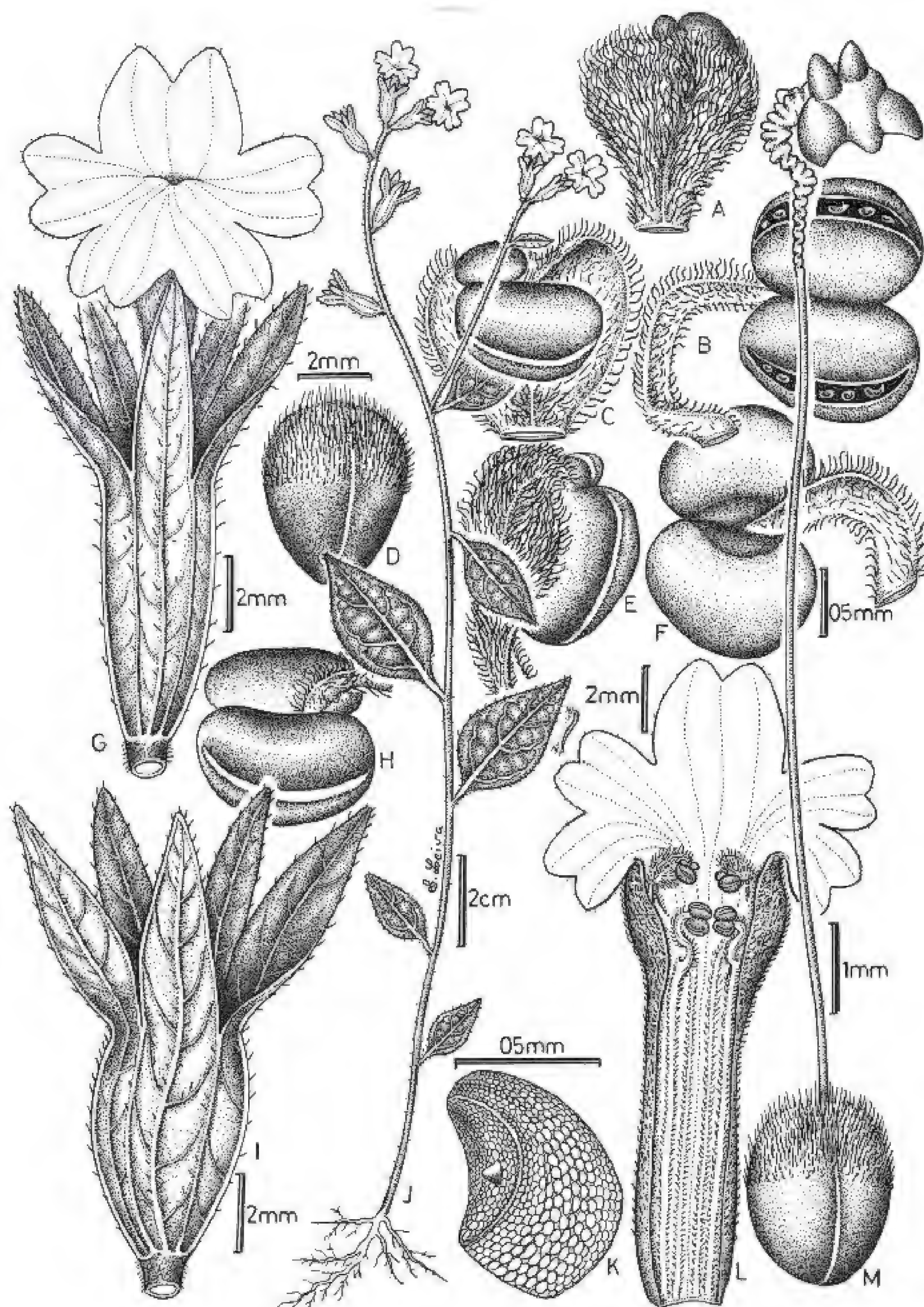


Fig. 3. ***Browallia albiantha*** **S. Leiva & Tantalean**. A. Antera heteromórfica vista dorsal; B. Antera isomórfica en vista ventral; C. Antera heteromórfica en vista ventral; D. Cápsula; E. Antera heteromórfica en vista lateral; F. Antera isomórfica en vista dorsal; G. Flor en antésis; H. Antera isomórfica en vista lateral; I. Fruto; J. Rama florífera; K. Semilla; L. Corola desplegada; M. Gineceo. (Reproducida con permiso de Arnaldoa 23 (1): 104, 2016; *S. Leiva & F. Tantalean 6036*, HAO).

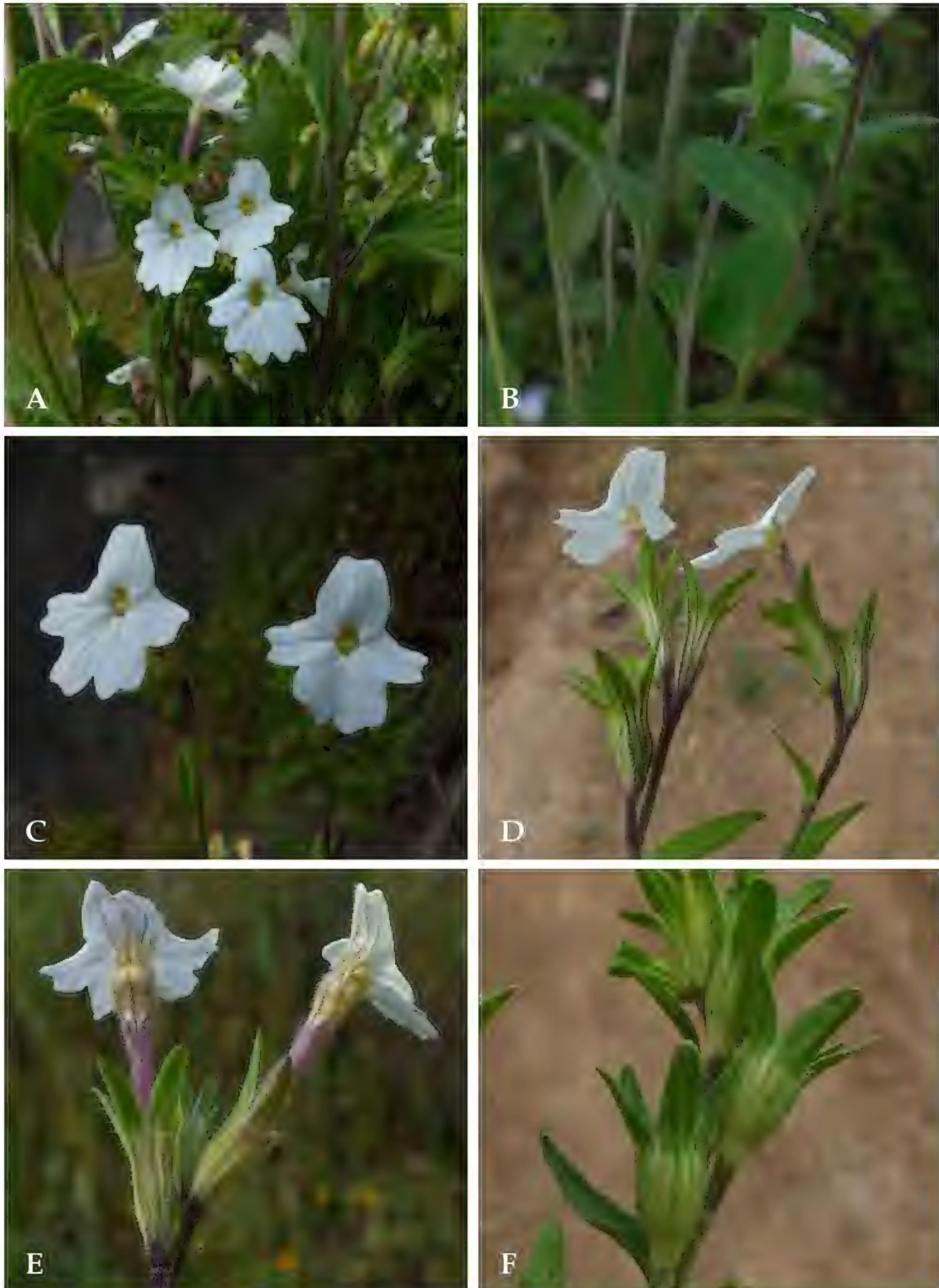


Fig. 4. ***Browallia albiantha*** **S. Leiva & Tantalean**. A. Rama florífera; B. Hojas; C. Flores en antesis, vista interna; D.-E. Flores en antésis en vista externa; F. Frutos. (Fotografías de *S. Leiva & F. Tantalean 6036*, HAO).

una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes dispersos externamente, glabro interiormente, suculento o papiráceo, abruptamente sobresalientes las nervaduras principales y secundarias, 7-9 mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 5-lobulado, heterosépalos; lóbulos triangulares a veces ligeramente oblongos, verde externamente, verdoso interiormente, pubescentes rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabros interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, suculentos, ascendentes, nunca revolutos, abruptamente sobresalientes las nervaduras principales y secundarias externamente, dos largos (6-7 mm de largo por 2,8-3 mm de ancho), dos medianos (5-5,4 mm de largo por 1,8-1,9 mm de ancho) y un pequeño (4,7-4,8 mm de largo por 1,8-1,9 mm de ancho); tubo calicino 6-7 mm de largo por 2,5-2,7 mm de diámetro. Corola hipocrateriforme con una joroba en el ¼ distal del tubo corolino al nivel longitudinal del lóbulo mayor, ligeramente urceolado en el ¼ basal, zigomorfa, púrpura los ¾ de la altura media (hasta el área dilatada), blanco cremoso el ¼ basal, verdo amarillento con las nervaduras púrpuras la joroba hacia la base de los lóbulos externamente, lilacino a blanquecino interiormente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simple eglandulares transparentes los ¾ distales, glabro el ¼ basal externamente, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes interiormente, membranácea a veces ligeramente suculenta, sobresalientes las nervaduras principales y secundarias, (7-) 10-14 mm (entre el lóbulo mayor y los lóbulos inferiores) y 8-9 mm (entre los lóbulos laterales) de diámetro del limbo en la antésis; 5-lobulado, lóbulos heteromórficos, patentes; un lóbulo mayor o superior oblongo a ligeramente ovado, membranáceo, blanquecino púrpura las nervaduras principales en el área basal externamente, blanco cremoso interiormente, glabrescente rodeado por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabro interiormente, ciliado rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en el borde, membranáceo, bilobado o emarginado en el ápice, aplanado, nunca revoluto, sobresaliente las nervadura principales externamente, 3-3,2 mm de largo por 3,4-3,5 mm de ancho; dos lóbulos laterales ligeramente rectangulares, blanco cremosos, púrpura las nervaduras principales externamente, blancos interiormente, glabrescentes rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabro interiormente, ciliado rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, membranáceos, emarginados en el ápice, patentes, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales externamente, 2-2,2 mm de largo por 3-3,2 mm de ancho; dos lóbulos inferiores rectangulares, asimétricos, blanco externa e interiormente, glabrescente rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabro interiormente, ciliado rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, membranáceos, patentes, emarginados en el ápice, entero en los bordes, sobresalientes las nervaduras principales, 1,8-2 mm de largo por 3,5-3,6 mm de ancho; tubo corolino 15-15,5 mm de largo por 2,4-2,6 mm de diámetro al nivel de la garganta. Estambres 4, didínamos, inclusos, conniventes dos a dos, insertos en los ¾ distales del interior del tubo corolino;

dos estambres superiores, filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos espatulados disminuyendo hacia el área basal, depresos, curvados, amarillentos, rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes ambas superficies, 1,8-2 mm de largo por 1-1,2 mm de ancho el área distal; área soldada semirrolliza, blanquecina, pubescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 12,4-12,5 mm de longitud; anteras heteromóficas, las fértiles sub reniformes, amarillentas, blanquecino las suturas, amarillento el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 0,8-1 mm de largo por 0,5-0,6 mm de diámetro; anteras estériles o abortadas sub reniformes, blanco cremosas, blanco cremoso las suturas, amarillento el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 0,3-0,4 mm de largo por 0,2-0,3 mm de diámetro; dos estambres inferiores, filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos, lineares, depresos, ligeramente torcidos, geniculado el área distal, verdes, pubescente rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes disminuyendo hacia el área basal, 1,7-1,8 mm de largo por 0,2-0,3 mm de ancho; área soldada aplanada, amarillenta, pubescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 10-10,5 mm de longitud; anteras isomórficas, fértiles, oblangas y ligeramente divergentes, amarillas, blanco cremoso las suturas, verde intenso el conectivo, sin mucrón apical, glabras, 0,8-1 mm de largo por 1,6-1,7 mm de diámetro. Ovario oblongo a obovado, depreso, suculento, verde claro, sin disco nectarífero, rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes rígidos o erectos la ½ distal, néctar transparente, 2-2,1 mm de largo por 1,6-1,7 mm de diámetro; estilo incluso, filiforme los ¾ basales, arrugado, erecto y geniculado el ¼ distal, blanco cremoso, glabro, 11-12,6 mm de longitud; estigma umbraculífero, tetralobulado, 4 cavidades (dos en la superficie adaxial y dos en la superficie abaxial), verdo amarillento el área media, cremoso el área superior e inferior en la superficie adaxial, amarillento la superficie abaxial, glabro, 1,4-1,5 mm de largo por 2-2,1 mm de diámetro. Cápsula erecta, obovada, verde a la inmadurez, 2-valvada, lasiocarpa rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes rígidos la ½ distal, 5-5,2 mm de largo por 3,6-3,7 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente que envuelve ajustadamente a la cápsula en toda su longitud basal; lóbulos erectos ligeramente ascendentes, sobresalientes las nervaduras principales, 13-16 mm de largo por 10-11 mm de diámetro. Semillas 92-188 por cápsula, poliédricas, algunas reniformes, frágiles, marrón claro, glabras, epispermo reticulado foveolado, 0,7-0,8 mm de largo por 0,5-0,6 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ: **Región La Libertad**, prov. Otuzco, distrito Salpo, ruta El Tablón-Rayampampa, bordes de camino y laderas, 8º00´55,6" S y 78º40´00,0" W, 2118 m, 11-IV-2016, *S. Leiva & F. Tantalean 6034* (CCSU, CORD, HAO, HUT, MO).- El Tablón-Rayampampa, bordes de camino y laderas, 8º00´47,0" S y 78º40´10,4" W, 2005 m, 11-IV-2016, *S. Leiva & F. Tantalean 6036* (CORD, F, HAO, HSP, HUT, MO, NHM, USM). Arriba de Rayanpampa (ruta Rayampampa-El Tablón), ladera y bordes de camino, 8º00´46,8" S y 78º40´04,5" W, 1965 m, 16-IV-2016, *S. Leiva & F. Tantalean 6037* (CCSU, CORD, HAO, HUT, MO).

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con distribución

restringida y aparentemente endémica en la zona de recolección en donde es relativamente abundante. A pesar de haberse efectuado recolecciones en áreas aledañas solamente se ha encontrado en la ruta El Tablón-Rayampampa, distrito Salpo, prov. Otuzco, dpto. La Libertad, Perú, 8º00´47,0" - 8º00´55,6" S y 78º40´10,4"- 78º40´00,0" W, entre los 1965-2118 m de elevación como un integrante de la vegetación herbácea. Taxón que habita en las vertientes occidentales. Es una especie heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; también, es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila ya que desarrolla en suelos arenosos; asimismo, es argilícola porque prospera en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita en laderas, bordes de caminos, y vive asociada con plantas de *Eriotheca discolor* (Kunth) A. Robyns "pate", *Fuertesimalva peruviana* (L.) Fryxell "malva" (Malvaceae), *Heliotropium arborescens* L. "cola de alacran", *Cordia munda* I. M. Johnst. *Cordia macrocephala* (Desv.) Kunth (Boraginaceae), *Portulaca oleracea* L. "verdolaga" (Portulacaceae), *Tribulus terrestris* L. "abrojo" (Zygophyllaceae), *Verbesina saubinetioides* S. F. Blake, *Zinnia peruviana* (L.) L., *Lomanthus truxillensis* (Cabrera) B. Nord., *Philoglossa purpureodisca* H. Rob., *Bidens pilosa* L. "cadillo" (Asteraceae), *Lantana escabiosaeflora* fo. *albida* Moldenke (Verbenaceae), *Setaria geniculata* Seibert ex Kunth "cola de zorro", *Chloris halophila* Parodi (Poaceae), *Espostoa melanostele* (Vaupel) Borg "lana vegetal", *Armatocereus cartwrightianus* (Britton & Rose) Backeb. ex A. W. Hill "pitajaya" (Cactaceae), *Peperomia dolabriformis* Kunth "congona de zorro" (Piperaceae), *Puya casmichensis* L. B. Sm. "achupalla" (Bromeliaceae), *Vasconcellea candicans* (A. Gray) A. DC. "odeque" (Caricaceae), *Caesalpinia spinosa* (Molina) Kuntze "taya" (Fabaceae), *Porphyrostachys pilifera* (Kunth) Rchb. f. "orquídia" (Ochidaceae), *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl. "tomatito del valle" (Solanaceae), *Commelina fasciculata* Ruiz & Pav. "orejita de ratón" (Commelinaceae), entre otras.

Fenología: Especie generalmente eucrona ya que, con las primeras lluvias de invierno empiezan a brotar, para luego florecer y fructificar desde el mes de los últimos días del marzo hasta los últimos días del mes de abril.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2012, 2017) *Browallia albiantha* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km^2 en la ruta El Tablón-Rayampampa, siendo ésta la única localidad donde se ha encontrado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado alrededor de 300 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano de que transita por la ruta. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie para esclarecer su estado de conservación.

Etimología: El epíteto específico hace alusión, al color blanco del limbo corolino externo e interiormente.

Discusión

Browallia albiantha es afín a su especie hermana *Browallia dilloniana* Limo, K. Lezama & S. Leiva (ver Limo *et al.*, 2007), que habita en ruta arriba de San Andrés de Cárcel (Salpo-Casmiche) y arriba del

Murañe (ruta Salpo-Pagash), distrito Salpo, prov. Otuzco, dpto. La Libertad, Perú, entre los 2770-3021 m de elevación porque ambas tienen la corola hipocraterimorfa púrpura a lila intenso los ¾ distales externamente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente e interiormente, lóbulos corolinos emarginados, anteras isomórficas amarillas, estilo cremoso, hierbas (15-) 20-30 (-50) de alto monopódicas o laxamente ramificadas. Pero, *B. albiantha* presenta el limbo corolino blanco externa e interiormente, estilo filiforme los ¾ basales y rugo el ¼ distal, 92-188 semillas por cápsula, tallos pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, hierbas (15-) 20-30 cm de alto. En cambio, *B. dilloniana* tiene el limbo corolino lila externa e interiormente, estilo rugoso en toda su longitud, tallos rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares lilas y pelos glandulares (transparentes el pie, amarillento la cabeza glandular), 53-60 semillas por cápsula, hierbas (20-) 30-50 cm de alto.

*3. **Browallia dilloniana*** **Limo, K. Lezama & S. Leiva** (Fig. 5-6)

Limo, S.; E. Pereyra, K. Lezama & S. Leiva. *Browallia dilloniana* (Solanaceae) una nueva especie del departamento La Libertad, Perú. Arnaldoa 14 (1): 15-21, 2007.

Hierba anual, (20-) 30-50 cm de alto, ampliamente ramificada. Tallos viejos rollizos, a veces ligeramente semirollizos, verdes con algunas pintas pintas lilacinas longitudinales en la superficie adaxial, compactos, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes y algunos pelos glandulares transparentes, nunca ruminados, 2,3-2,5 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes depresos, verde claro con algunas pintas lilacinas en la superficie adaxial, compactos, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares lilas curvos multicelulares (5-6 células), y pelos glandulares (transparentes el pie, amarillo la cabeza glandular), se rompen con facilidad. Hojas alternas; peciolo semirrollizo, cremoso, glabrescente rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes multicelulares, mayor densidad sobre la superficie adaxial, glabro a veces rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes la superficie abaxial, (3-) 6-11 mm de longitud; lámina ovada, a veces ligeramente lanceolada, membranácea, verde intenso a veces lilacina o roja y opaca la superficie adaxial, verde claro, cremosa las nervaduras principales y opaca la superficie abaxial, glabrescente rodeada por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes en ambas superficies, mayor densidad sobre las nervaduras principales y secundarias en la superficie abaxial, aguda en el ápice, obtusa a veces ligeramente cuneada en la base, entera a veces ligeramente angulosa en los bordes, 25-29 mm de largo por 16-17 mm de ancho. Flores solitarias a veces 2-3 en las ramas terminales, erectas; pedúnculo filiforme, morado, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples glandulares (transparentes el pie, amarillo la cabeza glandular), a veces rodeado por algunos pelos simples eglandulares transparentes multicelulares, erecto, 5-7,2 cm de longitud. Cáliz tubular ampliándose gradualmente hacia el área distal, verde claro, morado intenso las nervaduras principales y secundarias externamente, cremoso interiormente, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes externamente,

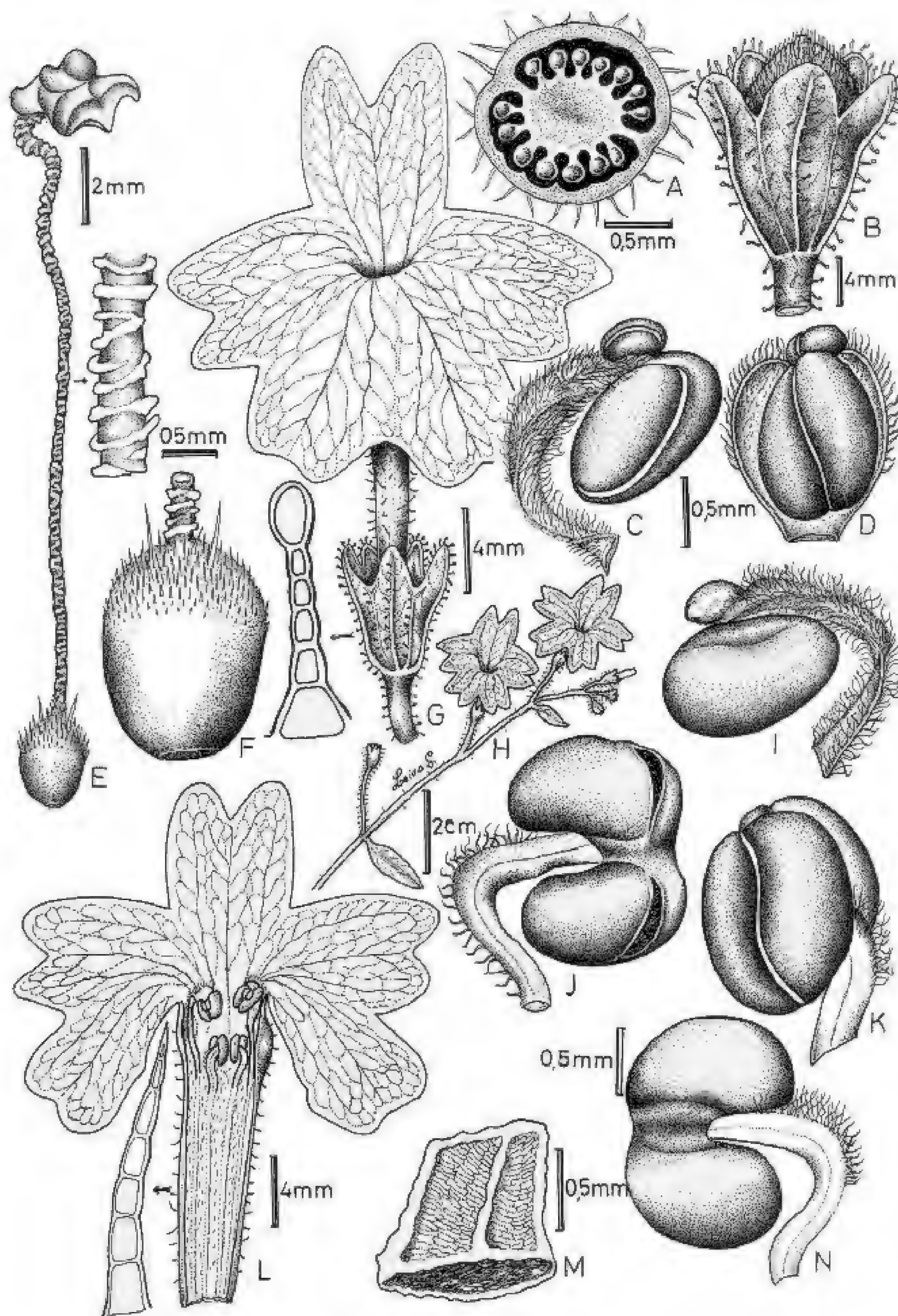


Fig. 5. ***Browallia dilloniana*** **Limo, K. Lezama & S. Leiva**. A. Sección transversal del ovario; B. Cáliz; C. Antera heteromórfica en vista ventral; D. Antera heteromórfica en vista lateral; E. Gineceo; F. Cápsula; G. Flor en antésis; H. Rama florífera; I. Antera heteromórfica en vista dorsal; J. Antera isomórfica en vista ventral; K. Antera isomórfica en vista lateral; L. Corola desplegada; M. Semilla; N. Antera isomórfica en vista dorsal. (Reproducida con permiso de Arnaldoa 14 (1): 17, 2007 ; *S. Leiva et al., 3664*, HAO).



Fig. 6. *Browallia dilloniana* **Limo, K. Lezama & S. Leiva. A. - B. Flores en antesis. (Fotografías de *S. Leiva et al., 3664,* HAO).**

glabrescente rodeado por una cobertura de algunos pelos eglandulares transparentes largos y pelos simples glandulares transparentes interiormente, suculenta a membranácea, abruptamente sobresalientes y arrugadas las nervaduras principales y secundarias, 4,5-5 mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 5-lobulado; lóbulos oblongos, verde con algunas manchas lilas externamente, verdoso interiormente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples glandulares (transparentes el pie, amarillo la cabeza glandular) las nervaduras principales externamente, glabrescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes cortos interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes y pelos glandulares (transparentes el pie, amarillo la glándula) en los bordes, suculentos, adpresos, nunca revolutos, abruptamente sobresalientes las nervaduras principales y secundarias externamente, 1,5-2 (-2,8) mm de largo por 3-3,2 mm de ancho; tubo calicino 6-6,2 mm de largo por 3-3,2 mm de diámetro. Corola hipocrateriforme con una joroba en el ¼ distal del tubo corolino al nivel longitudinal del lóbulo mayor, urceolado en el ¼ basal, zigomorfa, lila o lila intenso la joroba, amarillo verdoso el borde del tubo corolino, verde claro el ¼ basal donde cubre el cáliz externamente, cremosa interiormente, pubescente rodeado por una cobertura de pelos simple eglandulares transparentes los ¾ distales, glabro el ¼ basal externamente, glabro interiormente, membranácea a suculenta, sobresalientes las nervaduras principales y secundarias, 14-15 mm (entre el lóbulo mayor y los lóbulos inferiores) y 8-9 mm (entre los lóbulos laterales) de diámetro del limbo en la antésis; 5-lobulado; lóbulos heteromórficos, patentes; un lóbulo mayor o superior ovado, lilacino, morado o lila intenso las nervaduras principales externamente, lilacino, cremoso la garganta interiormente, glabrescente rodeado una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes externamente, piloso rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes disminuyendo hacia el área basal interiormente, glabro en el borde, membranáceo, bilobado o emarginado en el ápice, patente, nunca revoluto, sobresaliente las nervadura principales externamente, 6-6,2 mm de largo por 5,5-5,6 mm de ancho; dos lóbulos laterales ligeramente rectangulares, lilacinos o morados o lila intenso las nervaduras principales externamente, lilacinos, cremoso la garganta interiormente, glabrescentes rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes externamente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes disminuyendo hacia el área basal interiormente, glabros en los bordes, membranáceos, emarginados en el ápice, patentes, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales externamente, 3-3,2 mm de largo por 2,5-2,6 mm de ancho; dos lóbulos inferiores rectangulares, lilacinos, morado o lila intenso las nervaduras principales y secundarias externamente, lilacino, cremoso la garganta interiormente, glabrescentes rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes externamente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples egladulares transparentes disminuyendo hacia el área basal interiormente, glabros en los bordes, membranáceos, patentes, emarginados en el ápice, entero en los bordes, sobresalientes las nervaduras principales, 2,5-3 mm de largo por 4-4,1 mm de ancho; tubo corolino

16-17 mm de largo por 4-4,2 mm de diámetro al nivel de la garganta. Estambres 4, didínamos, inclusos, conniventes dos a dos, insertos en los ¾ distales del interior del tubo corolino; dos estambres superiores; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos estaminales espatulados disminuyendo hacia el área basal, depresos, curvados, amarillentos, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en toda su longitud, 1,8-2 mm de largo por 0,7-0,8 mm de ancho el área distal; área soldada semirrolliza disminuyendo hacia el área basal, cremosa, pubescente rodeada por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes hasta el nivel del ovario; anteras heteromóficas; las fértiles sub reniformes, amarillentas a blanquecinas, blanquecino las suturas, amarillento los conectivos, sin mucrón apical, glabras, 0,7-0,8 mm de largo por 0,4-0,5 mm de diámetro; anteras estériles o abortadas sub reniformes, blanco cremosas, blanco cremosos las suturas, amarillentos los conectivos, sin mucrón apical, glabras, 0,1-0,2 mm de largo por 0,1-0,2 mm de diámetro; dos estambres inferiores; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos estaminales lineares, depresos, ligeramente torcidos, geniculados el área distal, cremosos amarillentos, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes disminuyendo hacia el área basal, 3-3,5 mm de largo por 0,1-0,3 mm de ancho; área soldada semirrolliza el área distal diminuyendo hacia el área basal, cremosa, glabrescente rodeada por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares trasparentes que llagan hasta el nivel del ovario, 7-8 mm de longitud; anteras isomórficas, fértiles, oblongas, amarillas con una mancha amarilla intenso en el área basal, blanco cremoso las suturas, verde intenso los conectivos, sin mucrón apical, glabras, 0,8-0,9 mm de largo por 1-1,1 mm de diámetro. Ovario oblongo, suculento, verde claro, sin disco nectarífero, hirsuto rodeado rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes rígidos o erectos la ½ distal, néctar transparente, 2-2,2 mm de largo por 2-2,2 mm de diámetro; estilo incluso, depreso, rugoso en toda su longitud, más proncunciado en el área distal, erecto y geniculado el área distal, verdoso, cremoso, glabro, 10-10,2 mm de longitud; estigma umbraculífero, tetralobulado, 4 cavidades (dos en la superficie adaxial y dos en la superficie abaxial), entre las 4 anteras, verde intenso el área media, cremoso el área superior e inferior en la superficie adaxial, verdoso la superficie abaxial, glabro, 1,8-2 mm de largo por 1,8-2 mm de diámetro. Cápsula erecta, obcónica, se abre en dos valvas, verdosa a la inmadurez, lasiocarpa pilosa rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes rígidos la ½ distal, 5-5,2 mm de largo por 3,6-3,7 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente que envuelve ajustadamente a la cápsula en los ¾ basales de su longitud; lóbulos erectos ligeramente ascendentes, sobresalientes las nervaduras principales, 7-8 mm de largo por 5-5,2 mm de diámetro. Semillas 53-60 por cápsula, poliédricas, algunas reniformes, blandas, cremosas, glabras, reticulado foveolado el epispermo, 0,8-1,1 mm de largo por 0,8-1 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ: **Región L Libertad**, prov. Otuzco, distrito Salpo, arriba de San Andrés de Cárcel (ruta Salpo-Casmiche), 2770 m, 8-IV-2007, *S. Leiva, E. Pereyra, K. Lezma & S. Limo 3664* (CCSU, CORD, F, HAO,

HUSA, HUT, MO).- 2700 m, 8-IV-2007, *S. Limo, K. Lezma, E. Pereyra* & *S. Leiva 002* (CORD, F, HAO, HUT, MO).- Arriba de El Murañe (ruta Salpo-Pagash), 2870 m, 26-IV-2007, *E. Pereyra* & *S. Leiva 011* (CORD, F. HAO, HUT, MO).- *S. Leiva* & *E. Pereyra 3677* (BSB, CORD, F, HAO, HUT, M, MO, USM).- arriba de Curvas del Diablo (ruta Salpo-Plazapampa), 3024 m, 8º 00´47,9" S y 78º 38´04,0" W, flores lilacinas, *S. Leiva & V. Rimarachín 6475* (HAO, HUT).

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con distribución restringida y aparentemente endémica en la zona de recolección en donde es relativamente abundante. A pesar de haberse efectuado recolecciones en áreas aledañas solamente se ha encontrado arriba de San Andrés de Cárcel (ruta Salpo-Casmiche) y arriba de El Murañe (ruta Salpo-Pagash), distrito Salpo, prov. Otuzco, región La Libertad, Perú, entre los 2700-2870 m de elevación como un integrante de la vegetación herbácea. Taxón que habita en las vertientes occidentales. Es una especie psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas, también es una heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila ya que prospera en suelos arenosos; de igual manera, es rupícola ya que vive entre rocas grandes; asimismo, es argilícola porque crece en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita en laderas, bordes de caminos y vive asociada con plantas de *Bidens pilosa* L. "cadillo", *Onoseris odorata* (D. Don) Hook. & Arn., *Ophryosporus peruvianus* (Gmelin) King & Rob, *Viguiera peruviana* A. Gray "suncho" (Asteraceae), *Begonia geraniifolia* Hook. "begonia" (Begoniaceae), *Commelina fasciculata* Ruiz & Pav. "orejita de ratón" (Commelinaceae), *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl. "tomatito" (Solanaceae), *Mentzelia aspera* L. "ortiga", *Nasa picta* (Hook. F.) Weigend "ishguín" (Loasaceae), *Calceolaria pinnata* L. *C. utricularioides* Benth. "globitos" (Calceolariaceae), *Oreopanax raimondii* Harms "mano de león" (Araliaceae), *Anthericum eccremorhizon* Ruiz & Pav. (Asparagaceae), *Alonsoa meridionalis* (L. f.) Kuntze (Scrophulariaceae), *Alternanthera halimifolia* (Lam.) Standl. ex Pittier "hierba blanca" (Amaranthaceae), *Wigandia urens* (Ruiz & Pav.) Kunth "ishguín" (Hydropyllaceae), y los géneros *Clusia* L. (Clusiaceae), *Croton* L. (Euphorbiaceae), *Salvia* L. (Lamiaceae), *Lupinus* (Tourn.) L. (Fabaceae), *Oxalis* L. (Oxalidaceae), *Solanum* L. (Solanaceae), *Weberbauerocereus* Backeb. (Cactaceae), *Verbesina* L. *Smallanthus* Mack. (Asteraceae), entre otros.

Fenología: Especie generalmente eucrona ya que, con las primeras lluvias de invierno empiezan a brotar, para luego florecer y fructificar desde el mes de marzo hasta los últimos días del mes de abril o mayo.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2012, 2017) *Browallia dilloniana* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km^2 arriba de San Andrés de Cárcel (ruta Salpo-Casmiche) y arriba de El Murañe (ruta Salpo-Pagash), siendo éstas las únicas localidades donde se ha encontrado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado alrededor de 200 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano de que transita por las rutas Salpo-Casmiche y Salpo-Pagash. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad un estudio en profundidad de la ecología, estructura

poblacional y distribución de esta especie para esclarecer su estado de conservación.

Etimología: El epíteto específico está dedicado al Dr. Michael O. Dillon del Field Museum de Chicago U. S. A. por sus permanentes estudios de nuestra flora peruana, como lo demuestran sus publicaciones al respecto; asimismo, por su constante apoyo a los botánicos peruanos.

Discusión

Browallia dilloniana Limo, K. Lezama & S. Leiva es afín a su especie hermana *Browallia mionei* S. Leiva & Tantalean (ver Leiva & Tantalean, 2017), que habita entre el km 49 ½ -54 en la carretera Moro-Pamparomás, distrito Pamparomás, prov. Huaylas, región Ancash, Perú, 9º05´22,0"-9º05´29,7" S y 78º04´19,8"-78º05´02-3" W, 1279-1377 m de elevación porque ambas tienen el cáliz tubular ampliándose ligeramente hacia el área distal, rodeados por una cobertura de pelos glandulares transparentes (a veces transparente el pie, amarillo la cabeza glandular) externamente, limbo corolino con lóbulos escotados o bilobados en el ápice, área libre de los filamentos estaminales superiores espatulados, compresos, curvados, amarillo intenso, pubescentes, ovario verde rodeado por una densa cobertura de simples eglandulares transparentes rígidos que ocupan la ½ distal del ovario, estilo cremoso, hierbas (10-) 30-50 cm de alto, tallos viejos pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes y algunos pelos glandulares transparentes. Pero, *B. dilloniana* tiene las flores solitarias, raras veces laxamente ramificada, tubo corolino lila externamente, 14-15 mm (entre el lóbulo mayor y los dos lóbulos inferiores) por 8-9 mm (entre los dos lóbulos laterales) de diámetro del limbo corolino en la antésis, estilo arrugado en toda su longitud. En cambio, *B. mionei* presenta las flores dispuestas en racimos, tubo corolino amarillento externamente, 22-28 mm (entre el lóbulo mayor y los dos lóbulos inferiores) por 20-22 mm (entre los dos lóbulos laterales) de diámetro del limbo corolino en la antésis, estilo arrugado el ¼ distal

***4. Browallia plazapampae* S. Leiva & Tantalean** sp. nov. (Fig. 7-8)

TIPO: PERÚ. **Región La Libertad**, prov. Otuzco, distrito Salpo, entre el km 53 ½ -54 en la carretera Trujillo-Otuzco, (flores y frutos), 7º59´43,1" S y 78º40´25,2" W, 1635 m, 1-X-2017. *S. Leiva 6588* (Holótipo: HAO; Isótipos: CORD, F, HAO, HUT, MO, USM).

Diagnosis

Browallia plazapampae S. Leiva & Tantalean is a sister species of Browallia corongoana S. Leiva & Tantalean, but differs by its vegetative organs surrounded by a covering of transparent glandular hairs, calyx surrounded by a covering of transparent glandular hairs externally, calyx limb 3-4 mm of diameter at anthesis, calyx tube 3.8-4 mm long and 2.5-2.8 mm of diameter, corolla tube pubescent surrounded by a covering of transparent simple eglandular hairs in the distal ¾ externally, corolla limb 25-28 mm (between the larger lobe and the inferior lobes) and (25-) 29-30 mm (between the lateral lobes) of diameter at anthesis, stamens heteromorphic with the free portion of the staminal filaments intense yellow surrounded by a covering of transparent simple eglandular hairs, welded area glabrous, style greenish, 101-104 (-149) seeds per capsule, shrubs (30-) 40-60 (-70) cm tall.

Hierba anual glutinosa, (30-) 40-60 (-70) cm de alto, ampliamente ramificada. Tallos viejos rollizos, verdes, compactos, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes, nunca

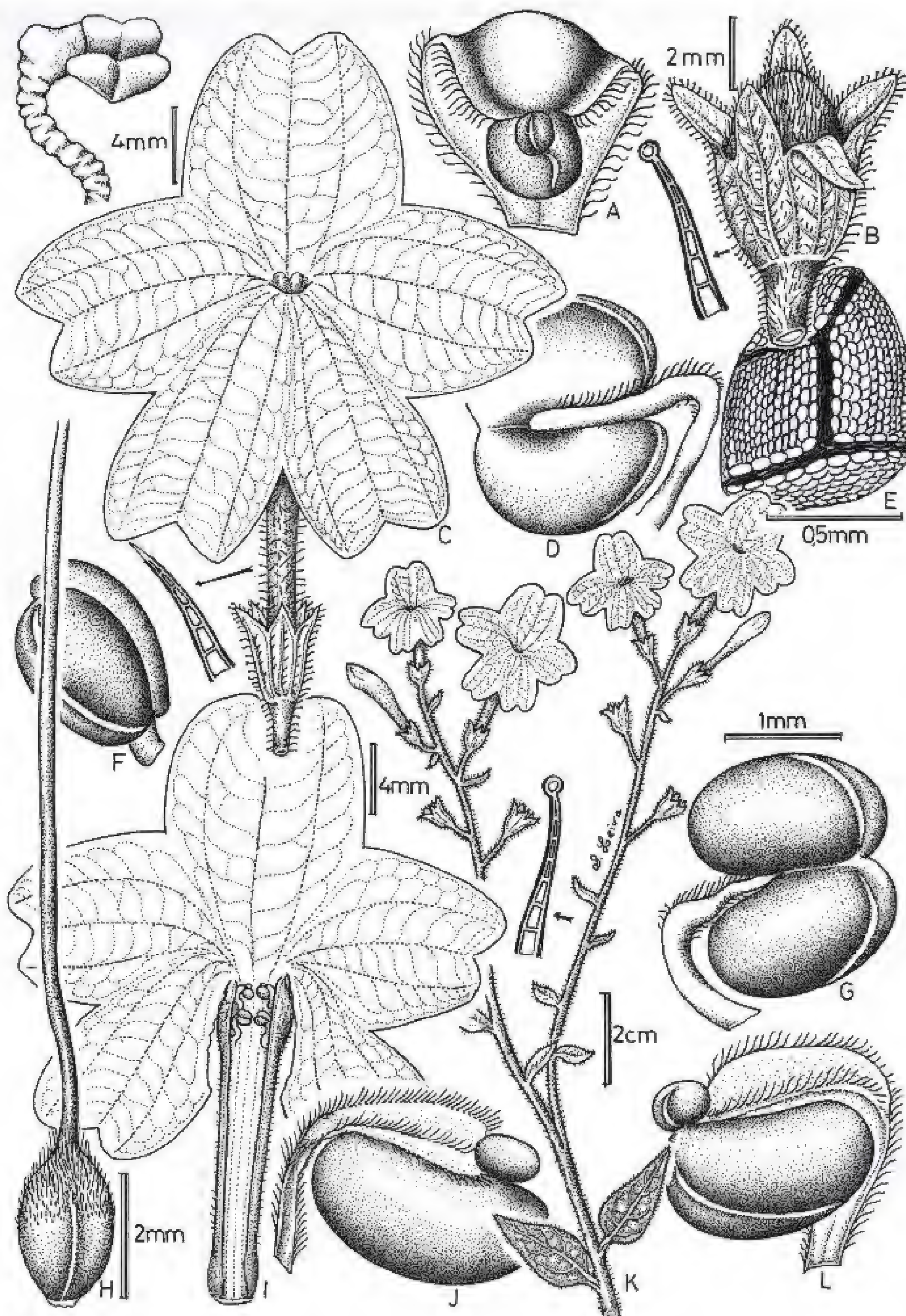


Fig. 7. ***Browallia plazapampae*** **S. Leiva & Tantalean.** A. Antera heteromórfica vista ventral; B. Fruto; C. Flor en antésis; D. Antera isomórfica en vista dorsal; E. Semilla; F. Antera isomórfica en vista lateral; G. Antera isomórfica en vista ventral; H. Gineceo; I. Corola desplegada; J. Antera heteromórfica en vista dorsal; K. Rama florífera; L. Antera heteromórfica en vista lateral. (Dibujado de *S. Leiva 6588*, HAO).



Fig. 8. *Browallia plazapampae* S. Leiva & Tantalean. A. Rama florífera; B. Tallo; C. Hojas; D. Flor en antésis en vista interna; E. Flor en vista externa; F. Cápsulas. (Fotografías de *S. Leiva 6588*, HAO).

ruminados, 2-3 mm de diámetro en la base; tallos jóvenes rollizos, verdes, compactos, sin lenticelas, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes largos multicelulares, se rompen con facilidad. Hojas alternas; peciolo semirrollizo, verde claro, verde oscuro los bordes en la superficie adaxial, pubescente rodeado por una cobertura de pelos simples glandulares transparentes multicelulares, 2-3 mm de longitud; lámina ovada, membranácea a ligeramente suculenta, verde intenso y opaca la superficie adaxial, verde claro y opaca la superficie abaxial, pubescente rodeada por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes en ambas superficies, mayor densidad sobre las nervaduras principales y secundarias en la superficie abaxial, aguda en el ápice, redondeada en la base, entera en los bordes, 2,3-2,5 (-2,7) cm de largo por 1,4-1,5 cm de ancho; brácteas en la base de las flores; sésiles; lámina ovada, suculenta, verde intenso la superficie adaxial, verde claro la superficie abaxial, pubescente rodeada por una cobertura de pelos simples glandulares transparentes en ambas superficies, aguda en el ápice, redondeada en la base, entero en los bordes, 9-13 mm de largo por 6-6,2 mm de ancho. Flores dispuestas en racimos; pedúnculo filiforme, verde, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes, erecto, (7-) 10-10,5 cm de longitud; pedicelos filiformes ampliándose gradualmente hacia el área distal, morado claro, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes, erectos, 4-5 mm de longitud. Cáliz tubular ampliándose gradualmente hacia el área distal, verde claro, morado intenso las nervaduras principales y secundarias externamente, verdoso interiormente, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes externamente, pubescente rodeado por una cobertura de pelos glandulares transparentes la ½ distal interiormente, coriácea a membranácea, abruptamente sobresalientes las nervaduras principales y secundarias, 3-4 mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 5-lobulado; lóbulos triangulares, verde claro morado intenso las nervaduras principales y secundarias externamente, verdoso interiormente, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples glandulares transparentes externamente, pilosos rodeados por una cobertura de pelos simples glandulares transparentes cortísimos interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples glandulares transparentes en los bordes, suculentos, adpresos, nunca revolutos, abruptamente sobresalientes las nervaduras principales y secundarias externamente, 1,7-2 mm de largo por 1-1,1 mm de ancho; tubo calicino 3,8-4 mm de largo por 2,5-2,8 mm de diámetro. Corola hipocrateriforme con una joroba en el ¼ distal del tubo corolino al nivel longitudinal del lóbulo mayor, ligeramente urceolado en el ¼ basal, zigomorfa, morado intenso, verdoso en el área distal de la joroba y en el ¼ basal donde cubre el cáliz externamente, morado claro interiormente, pubescente rodeado por una cobertura de algunos pelos simple eglandulares transparentes los ¾ distales, glabro el ¼ basal externamente, glabro interiormente, membranácea, sobresalientes las nervaduras principales y secundarias, 25-28 mm (entre el lóbulo mayor y los lóbulos inferiores) y (25-) 29-30 mm (entre los lóbulos laterales) de diámetro del limbo en la antésis; 5-lobulado; lóbulos heteromórficos, patentes; un lóbulo mayor o superior ovado, morado, blanquecino en

el área basal externamente, morado intenso interiormente, glabrescente rodeado una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes las nervaduras externamente, glabro interiormente, glabro en el borde, membranáceo, bilobado o emarginado en el ápice, patente, nunca revoluto, sobresaliente las nervadura principales externamente, 9-9,1 mm de largo por 9-10 mm de ancho; dos lóbulos laterales ligeramente rectangulares, morado, blanquecino el área basal externamente, morado intenso interiormente, glabrescentes rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes en las nervaduras externamente, glabros interiormente, glabros en los bordes, membranáceos, emarginados en el ápice, patentes, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales externamente, 9-9,1 mm de largo por 8-9 mm de ancho; dos lóbulos inferiores rectangulares, morado, blanquecino el área basal externamente, morado intenso interiormente, glabrescentes rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes en las nervaduras externamente, glabros interiormente, glabros en los bordes, membranáceos, patentes, emarginados en el ápice, entero en los bordes, sobresalientes las nervaduras principales, 8-9 mm de largo por 9-10 mm de ancho; tubo corolino 22-23 mm de largo por 12-13 (-14) mm de diámetro al nivel de la garganta. Estambres 4, didínamos, inclusos, conniventes dos a dos, insertos en los ¾ distales del interior del tubo corolino; dos estambres superiores; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos estaminales espatulados disminuyendo hacia el área basal, depresos, curvados, amarillo intenso, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes solo en los bordes, 1,5-3 mm de largo por 1-1,2 mm de ancho el área distal; área soldada semirrolliza disminuyendo hacia el área basal, morado intenso o púrpura, glabra, 19-2 mm de longitud; anteras heteromóficas; las fértiles sub reniformes, amarillentas a blanquecinas, blanquecino las suturas, amarillento los conectivos, sin mucrón apical, glabras, 1,3-1,4 mm de largo por 0,8-0,9 mm de diámetro; anteras estériles o abortadas sub reniformes, blanco cremosas, blanco cremosos las suturas, amarillentos los conectivos, sin mucrón apical, glabras, 0,3-0,4 mm de largo por 0,1-0,2 mm de diámetro; dos estambres inferiores; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos estaminales lineares, depresos, ligeramente torcidos, geniculados el área distal, verdosos, pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes disminuyendo hacia el área basal, 2,5-3 mm de largo por 0,1-0,3 mm de ancho; área soldada semirrolliza el área distal diminuyendo hacia el área basal, morado claro o púrpura, glabra, 18-19,5 mm de longitud; anteras isomórficas, fértiles, oblongas, amarillas, blanco cremoso las suturas, verde intenso los conectivos, sin mucrón apical, glabras, 1,2-1,3 mm de largo por 1,8-1,9 mm de diámetro. Ovario oblongo a ligeramente obovado, suculento, verde claro, sin disco nectarífero, hirsuto rodeado rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes rígidos o erectos la ½ distal, néctar transparente, 2,2-2,3 mm de largo por 1,3-1,4 mm de diámetro; estilo incluso, filiforme los ¾ basales, arrugado y geniculado el ¼ distal, erecto, verdoso, glabro, 16-18 mm de longitud; estigma umbraculífero, tetralobulado, 4 cavidades (dos en la superficie adaxial y dos en la superficie abaxial), entre las 4 anteras, verde intenso el

área media, verde cremoso el área superior e inferior en la superficie adaxial, cremoso la superficie abaxial, glabro, (0,9-) 1,2-1,4 mm de largo por 1,5-1,8 mm de diámetro. Cápsula erecta, obcónica, se abre en dos valvas, verdosa a la inmadurez, lasiocarpa pilosa rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes rígidos la ½ distal, 5-5,2 mm de largo por 3,6-4 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente que envuelve ajustadamente a la cápsula en los ¾ basales de su longitud basal; lóbulos erectos ligeramente ascendentes, sobresalientes las nervaduras principales, 7-7,2 mm de largo por 6,8-7 mm de diámetro. Semillas 101-104 (159) por cápsula, poliédricas, algunas reniformes, coriáceas, negras, glabras, reticulado foveolado el epispermo, 0,8-0,9 mm de largo por 0,7-0,8 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ: **Región La Libertad**, prov. Otuzco, distrito Salpo, entre el km 53 ½ -54 en la carretera Trujillo-Otuzco, (flores y frutos), 7º59´43,1" S y 78º40´25,2" W, 1635 m, 1-X-2017, *S. Leiva 6588* (CORD, F, HAO, HUT).- *6589* (CORD, F, HAO, HUT, MO).- *6590* (CORD, F, HAO, HUT, MO).- distrito Otuzco, arriba del bosque de *Eucaliptus globulus* Labill. entre km 60,9-61 ruta Casmiche-Loma del Viento (carretera Trujillo-Otuzco), 7º57´32,4" S y 78º38´31,3" W, 2110 m, 13-X-2017, *S. Leiva & W. Toledo 6588* (CORD, F, HAO, HUT).- Rayampampa-Plazapampa, entre el km 52-53 (carretera Trujillo-Otuzco), 7º59´57,9" S y 78º40´34,9" W, 1608 m, 30-I-2018, *S. Leiva 6658* (CORD, F, HAO, HUT).

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con distribución restringida y aparentemente endémica en la zona de recolección en donde es relativamente abundante. A pesar de haberse efectuado recolecciones en áreas aledañas solamente se ha encontrado arriba de Plazapampa, entre el km 53 ½ -54 en la carretera Trujillo-Otuzco, distrito Salpo, y arriba del boque de *Eucalyptus globulus* Labill. Entre el km 60,9-61, carretera Camiche-Loma del Viento, prov. Otuzco, región La Libertad, Perú, 7º57´32,4-7º59´43,1" S y 78º38´31,3-78º40´25,2" W, y entre los 1635-2110 m de elevación como un integrante de la vegetación herbácea. Taxón que habita en las vertientes occidentales. Es una especie heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; también, es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de igual manera, es una especie psamófila ya que prospera en suelos arenosos; asimismo, es argilícola porque crece en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita en laderas, bordes de carreteras, acequias, y vive asociada con plantas de *Verbesina saubinetioides* S. F. Blake, *Zinnia peruviana* (L.) L., *Bidens pilosa* L. "cadillo", *Onoseris odorata* (D. Don) Hook. & Arn., (Asteraceae), *Lantana escabiosaeflora* fo. *albida* Moldenke (Verbenaceae), *Chloris halophila* Parodi (Poaceae), *Commelina fasciculata* Ruiz & Pav. "orejita de ratón" (Commelinaceae), *Jaltomata calliantha* S. Leiva & Mione, *Solanum pimpinellifolium* L. "tomatito de campo", *Nicandra physalodes* (L.) Gaertn., *Nicandra John-tyleriana* Pereyra & S. Leiva, *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl. "tomatito" (Solanaceae), *Mentzelia aspera* L. "ortiga" (Loasaceae), *Alternanthera halimifolia* (Lam.) Standl. ex Pittier "hierba blanca" (Amaranthaceae), *Schinus molle* L. "molle" (Anacardiaceae), *Wigandia urens* (Ruiz & Pav.) Kunth "ishguín" (Hydropyllaceae), *Arundo donax* L. "carrizo" (Poaceae), *Acacia macracantha* Humb. & Bonpl. ex Willd. "espino", *Mimosa albida* Humb. & Bonpl. ex

Willd. "tapa tapa" (Fabaceae), entre otras.

Fenología: Especie generalmente eucrona ya que, con las primeras lluvias de invierno empiezan a brotar, para luego florecer y fructificar desde el mes de marzo hasta los últimos días del mes de abril o mayo, excepcionalmente en el mes de octubre.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2012, 2017) *Browallia plazapampae* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km^2 arriba de Plazapampa entre el km 53 ½ -54, y arriba del bosque de *Eucalyptus globulus* Labill. entre Casmiche-Loma del Viento (ruta Trujillo-Otuzco), siendo éstas las únicas localidades donde se ha encontrado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado alrededor de 100 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano de que transita por la ruta Trujillo-Otuzco. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie para esclarecer su estado de conservación.

Etimología: El epíteto específico está dedicado al poblado de Plazapampa, perteneciente al distrito Salpo, quien sufrió la destrucción de más del 90% de las viviendas por acción de las fuertes lluvias del mes de marzo del 2017.

Discusión

Browallia plazapampae S. Leiva & Tantalean es afín a su especie hermana *Browallia corongoana* S. Leiva & Tantalean (ver Leiva & Tantalean, 2015), que habita a 5 minutos de la ciudad de Corongo, ruta Corongo-La Pampa, prov. Corongo, región Ancash, Perú, alrededor de los 3090 m de elevación, porque ambas tienen las flores dispuestas en racimos, cáliz rodeado por una densa cobertura de pelos glandulares transparentes externamente, corola hipocrateriforme con una joroba en el ¼ distal del tubo corolino al nivel longitudinal del lóbulo mayor, ligeramente urceolado en el ¼ basal, morado intenso los ¾ distales, blanco cremoso el ¼ basal externamente, lilacino interiormente, tubo corolino piloso rodeado por una cobertura de pelos simples y pelos glandulares los ¾ distales glabro el ¼ basal externamente, órganos vegetativos pubescentes rodeados por una cobertura de pelos simples y pelos glandulares. Pero, *B. plazapampae* presenta los órganos vegetativos rodeados por una cobertura de pelos glandulares transparentes, cáliz rodeado por una cobertura de pelos glandulares transparentes externamente, limbo calicino 3-4 mm de diámetro en la antésis, tubo calicino 3,8-4 mm de largo por 2,5-2,8 mm de diámetro, tubo corolino pubescente rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes los ¾ distales externamente, limbo corolino 25-28 mm (entre el lóbulo mayor y los lóbulos inferiores) y (25-) 29-30 mm (entre los lóbulos laterales) de diámetro en la antésis, estambres heteromórficos con el área libre de los filamentos estaminales amarillo intenso rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, área soldada glabra, estilo verdoso, semillas 101-104 (-149) por cápsula, arbustos (30-) 40-60 (-70) cm de alto. En cambio, *B. corongoana* tiene los órganos vegetativos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, cáliz rodeado por una cobertura de pelos glandulares (morado intenso el pie, amarillo la glándula) externamente, limbo

calicino 8-9 mm de diámetro en la antésis, tubo calicino 7-7,2 mm de largo por 5-5,2 mm de diámetro, tubo corolino pubescente rodeado por una cobertura de pelos glandulares transparentes los ¾ distales externamente, limbo corolino (33-) 42-42,5 mm (entre el lóbulo mayor y los lóbulos inferiores) y 35-35,5 (-37) mm (entre los lóbulos laterales) de diámetro en la antésis, estambres heteromórficos con el área libre de los filamentos estaminales lilacinos o morado intenso rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares púrpuras, área soldada pubescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, estilo cremoso, semillas 108-127 por cápsula, hierbas (15-) 20-25 cm de alto.

Agradecimientos

Nuestro reconocimiento a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, por su constante apoyo y facilidades para la realización de las expediciones botánicas. Asimismo, nuestra gratitud al Arq. Prof. Luis Chang Chávez del Museo de Historia Natural y Cultural de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, por su ayuda en la redacción del abstract y la diagnosis.

Contribución de los autores

S. L.: Exploraciones de campo, elaboración de los dibujos, toma de fotografías y redacción del manuscrito original; F.T.: Exploraciones de campo y toma de fotografías y redacción del manuscrito original. Los dos autores hemos leído el manuscrito final y, autorizamos su publicación

Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Literatura citada

Brako, L. & J. Zarucchi. 1993. Catálago de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú. Monobr. Syst. Bot. Missouri Bot. Garden. Vol 45.

D'Arcy, W. 1991.The Solanaceae since 1976. With a review of its biography *in* J. G. Hawkes, R. N. Lester, M. Nee and Estrada (Eds), Solanaceae III. Taxonomy Chemistry, Evolution 75-137. Royal Botanical Gardens Kew Richmond, Surrey. Uk for The Linnean Society of London.

Dios, O. 1977. Especies peruanas del Género *Browallia* L. (Solanaceae). Bol. Soc. La Libertad. IX (1-2): 5-24.

Hengler, A. 1964. Sylabus der Planzenfamilien XII, Ed. (II). Gebruder Boemtraeger, Berlin-Niklas-see. 666 pp.

Hunziker, A. 1979. South American Solanaceae: a Synoptic Survey. *In* J. G. Hawkes, N. R. Lester & A. D. Shelding (edis.). The Biology snd Taxonomy of the Solanaceae, 49-85, Linnean Society Symposium Series No 7 Academic Press N.Y.

Hunziker, A. 2001. Genera Solanacearum. A. R. G. Gantner Verlang K. G. Alemania, pp. 500.

IUCN. 2012. The IUCN Red List of threatened species, version 2012.1. IUCN Red List Unit, Cambridge, UK, Available from: http://www.iucnredlist.org/ (accessed: 16 abril 2016).

IUCN Standards and Petitions Subcommittee. 2017. Guidelines for Using the IUCN Red List Categories and Criteria, versión 13. Prepared by the Standards an Petitions Subcommitee. Disponible en: http://www.iucnredlist.org/documents/Red List Guidelines.pdf. Acceso 30 de noviembre 2017.

Knapp, S.; D. Spooner & B. León. 2006. Solanaceae endémicas del Perú. Rev. peruv. biol. Número especial 13 (2): 612-643.

Leiva, S. 1995. Una nueva especie de *Browallia* (Solanaceae: Salpiglossidae) del Norte del Perú. Arnaldoa 3 (2): 13-17.

Leiva, S.; F. Farruggia; E. Tepe & C. Martine. 2010. *Browallia sandrae* (Solanaceae) una nueva especie del Departamento Cajamarca, Perú. Arnaldoa 17 (2): 155-161.

Leiva, S. 2013. *Browallia salpoana* (Solanaceae) una nueva especie del Departamento La Libertad, Perú. Arnaldoa 20 (1): 59-68.

Leiva, S. 2014. *Browallia amicora y Browallia coalita* (Solanaceae) dos nuevas especie del Departamen-

to Cajamarca, Perú. Arnaldoa 21(1): 9-24.

Leiva, S. 2014. *Browallia guzmangoa y Browallia longitubulata* (Solanaceae) dos nuevas especies del Norte del Perú. Arnaldoa 21(2): 265-278.

Leiva, S. & F. Tantalean. 2015. *Browallia corongoana* (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú. Arnaldoa 22 (2): 347-356.

Leiva, S. & F. Tantalean. 2016a. *Browallia albiantha* (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú. Arnaldoa 23 (1): 99-110.

Leiva, S. & F. Tantalean. 2016b. *Browallia termophylla* (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú. Arnaldoa 23 (2): 415-424.

Leiva, S. & F. Tantalean. 2017. *Browallia mionei* (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú. Arnaldoa 24 (2): 413-424. http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24201.

Limo, S.; E. Pereyra; K. Lezama & S. Leiva. 2007. *Browallia dilloniana* (Solanaceae) una nueva especie del Departamento La Libertad, Perú. Arnaldoa 14 (1): 15-21.

Macbride, J. 1962. Solanaceae. Field Mus. Nat. Hist. Bot. Ser. 13 part. V-B, No 1.

Olmstead, R.; L. Bohs; H. Migid; E. Santiago-Valentin; V. García & S. Coller. 2008. A molecular phylogeny of the Solanaceae. Novon 57 (4): 1159-1181.

Soukup, J. 1977. Las Monoporáceas, Caliceraceas, Calitricáceas, Balsamináceas, Columeliáceas, Nolanáceas y Solanáceas del Perú, su género y lista de especies. Biota. XI (87): 53-96.

Sagástegui, A. & O. Dios. 1980. Una nueva especie del género *Browallia* (Solanaceae). Hickenia I (39): 215-218.

Särkinen, T.; L. Bohs; R. Olmstead & S. Knapp. 2013. A phylogenetic framework for evolutionary study of the nightshades (Solanaceae): a dated 1000-tip tree. BMC Evolutionary Biology, 13: 2-15.

Thiers, B. 2017. [continuamente actualizada] Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. Disponible en: http://sweetgum.nybg.org/ih/. Acceso: 01 de julio del 2017.

Ulloa, C.; J. Zarucchi & B. León. 2004. Diez años de adiciones a la flora del Perú: 1993-2003. Arnaldoa. Edición Especial, pp 242.

Van Devender & P. Jenkins. 1993. A new species of *Browallia* (Solanaceae) from the Souhwestern United Stated and Northwestern Mexico. Madroño 40 (4): 214-224.

Weigend, M. 2002. Observations on the Biogeography of the Amotape-Huancabamba Zone in Northern Peru. In: K. Young et al., Plant Evolution and Endemism in Andean South America. Bot. Review 68(1): 38–54.

Weigend, M. 2004. Additional observations on the biogeography of the Amotape-Huancabamba zone in Northern Peru: Defining the South-Eastern limits. Rev. per. biol. 11(2): 127-134.

Arnaldoa 25 (1): 41 - 50, 2018
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25102

ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

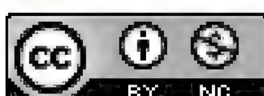
Deprea sapalachense (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú

Deprea sapalachense (Solanaceae) a new species from Northern Peru



Segundo Leiva González
Herbario Antenor Orrego (HAO), Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ.
segundo_leiva@hotmail.com/cleivag@upao.edu.pe

Gloria E. Barboza
Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal (IMBIV, UNC-CONICET), Casilla Postal 495, 5000, Córdoba, ARGENTINA.
gbarboza@imbiv.unc.edu.ar



Recibido 2-XII-2017; aceptado: 20-II-2018; publicado online: 15-III-2018; publicado impreso: 30-IV-2018

Resumen

Se describe e ilustra en detalle *Deprea sapalachense* (Solanaceae), una nueva especie del norte del Perú. *Deprea sapalachense* S. Leiva & Barboza es propia de El Chorro Blanco, 6 km ruta Sapalache-El Carmen de la Frontera, 5º07'29,9"S 79º22'53,0"W, 2740 m de elevación. Se caracteriza por tener 2 (-3) flores por nudo, tubo corolino desarrollado y glabro interiormente, filamentos estaminales homodínamos, baya cónica anaranjada a la madurez de 10-11 mm de largo por 11-12 mm de diámetro, cáliz fructífero adpreso que envuelve ajustadamente a la baya en toda su longitud, (31-) 50-67 semillas por baya, 20-22 esclerosomas por baya, arbustos 1-1,40 m de alto. Se incluyen datos de su relación con otra especie afín, distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual, nombre popular y usos de la especie.

Palabras clave: *Deprea*, Solanaceae, nueva especie, norte del Perú.

Abstract

Deprea sapalachense (Solanaceae), a new species from northern Peru, is described and illustrated in detail. *Deprea sapalachense* S. Leiva & Barboza is found in Chorro Blanco, Sapalache-El Carmen de la Frontera road km 6, 5º07'29.9" S 79º22'53.0" W, 2740 m of elevation. It can be recognized because it has 2 (-3) flowers per node, corolla tube developed and glabrous internally, staminal filaments homodynamous, berry conical, orange when mature, 10-11 mm long and 11-12 mm of diameter, fructiferous calyx appressed wrapping tightly the berry in all its lenght, (31-) 50-67 seeds per berry, 20-22 sclerosomes per berry, shrubs 1-1.40 m tall. We include data of its relation with other similar species, geographic distribution, ecology, phenology, current status, common name and uses of the species.

Keywords: *Deprea*, Solanaceae, sp. nov., northern Peru.

Citación: Leiva, S. & G. Barboza. 2018. *Deprea sapalachense* (Solanaceae) una nueva especie del Norte del Perú. Arnaldoa 25(1): 41-50. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25102

Introducción

Deprea Raf. es un género neotropical de circunscripción recientemente actualizada (Deanna *et al.*, 2015) con base en estudios taxonómicos (Deanna *et al.*, en prep.) y filogenéticos moleculares (Carrizo *et al.*, 2015). Actualmente incluye 50 especies (Deanna *et al.*, en prensa) que se distribuyen desde Costa Rica (*D. sylvarum* (Standl. & C. V. Morton) Hunz.; Sawyer, 2001) hasta Bolivia (Leiva *et al.*, 2013; 2015). Asimismo, las especies de este género comparten su hábito plagiotrópico, sus inflorescencias axilares, el cáliz con lóbulos generalmente minutos a cortos, las corolas infundibuliformes a estrelladas, los petalostemos ampliados gradualmente o abruptamente hacia su base, las anteras generalmente dorsifijas, exertas y mucronadas, el ovario glabro y las bayas carnosas que siempre están encerradas inflada- o apretadamente por el cáliz fructífero acrescente (Deanna *et al.*, 2015).

En las últimas décadas, se han intensificado progresivamente las expediciones en Colombia, Ecuador y Perú, lo que ha permitido encontrar numerosas poblaciones que difieren morfológica- y genéticamente de las restantes, describiéndose como especies nuevas (Deanna *et al.*, 2014, 2016; Leiva *et al.*, 2015; Leiva & Barboza, 2017). Sin embargo, la variabilidad morfológica infraespecífica ha sido escasamente analizada, siendo llamativa debido a la amplia distribución geográfica y/o variación exomorfológica de algunas especies (Leiva *et al.*, 2013; 2015; 2017).

Continuando con las exploraciones botánicas en el Norte del Perú y, específicamente en la región Piura, nos han permitido hallar entre las recolecciones una nueva especie de *Deprea* con caracteres muy peculiares diferentes a las descriptas hasta la fecha y que proponemos y describimos como nueva para la ciencia.

Material y métodos

El material estudiado corresponde a las recolecciones efectuadas en estos últimos años por N. W. Sawyer (WIS), G. Barboza (CORD) y S. Leiva (HAO), en las diferentes expediciones realizadas a El Chorro Blanco, 6 km ruta Sapalache-El Carmen de la Frontera, 5º07'29,9"S 79º22'53,0"W, 2740 m a fin de obtener colecciones botánicas intensivas para la realización de la monografía del género *Deprea*. Las recolecciones se encuentran depositadas principalmente en los Herbarios: CORD, F, HAO, WIS. Se fijó material en líquido (alcohol etílico al 70% o AFA), para realizar estudios en detalle de los órganos vegetativos y reproductivos, asimismo, para la elaboración de la ilustración respectiva. La descripción está basada en caracteres exomorfológicos, que se tomaron *in situ*; se presentan también, fotografías, datos de su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual y su discusión con la especie afín.

La especie se encuentra distribuida en la zona fitogeográfica Amotape-Huancabamba en su parte sureña (Weigend, 2002, 2004).

Los acrónimos de los herbarios son citados según Thiers (2017).

Resultados

Deprea sapalachense S. Leiva, Barboza sp. nov. (Fig. 1-2)

TIPO: PERÚ. **Región Piura,** prov. Huancabamba, distrito Carmen de la Frontera, catarata El Chorro Blanco, 6 km ruta Sapalache-Carmen de la Frontera, 5º07'29,9"S 79º22'53,0"W, 2740 m, 7-V-2017, *S. Leiva & G. Barboza 6544* (Holótipo: HAO; Isótipos: COL, CORD, HAO, HUT).

Diagnosis

Deprea sapalachense is a sister species of Deprea subtriflora, but differs by its corolla glabrous internally, staminal filaments homodynamous, ovary oblong color creamy whitish, nectariferous disc dark green which occupies (15-) 20-30 % of its basal length, (31-) 50-67 seeds per berry, 20-22 creamy white sclerosomes per berry, old stems surrounded by a covering of transparent glandular hairs, young stems intense purple in the adaxial surface, green in the abaxial surface, leaf blades surrounded by a dense covering of transparent simple eglandular hairs on the abaxial surface, 17.5-17.7 (-19.7) cm long and (8.2-) 9-9.2 cm wide.

Arbusto 1-1,4 m de alto; ampliamente ramificado, plagiotrópico. Tallos viejos rollizos, marrón oscuro, compactos, rodeados por una cobertura de lenticelas blanco cremosas, glabros, nunca ruminados, 2,5-3 cm de diámetro en la base; tallos jóvenes rollizos, morado intenso la superficie adaxial, verde claro la superficie abaxial, compactos, sin lenticelas, glabrescentes rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes. Hojas alternas, a veces algunas geminadas en el área distal; pecíolo semirrollizo, morado intenso la superficie adaxial, morado claro la superficie abaxial, glabrescente rodeado por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes, 2-3,5 cm de longitud; lámina elíptica a veces ligeramente lanceolada, membranácea a veces ligeramente suculenta, verde oscuro, ligeramente abollada, opaca y

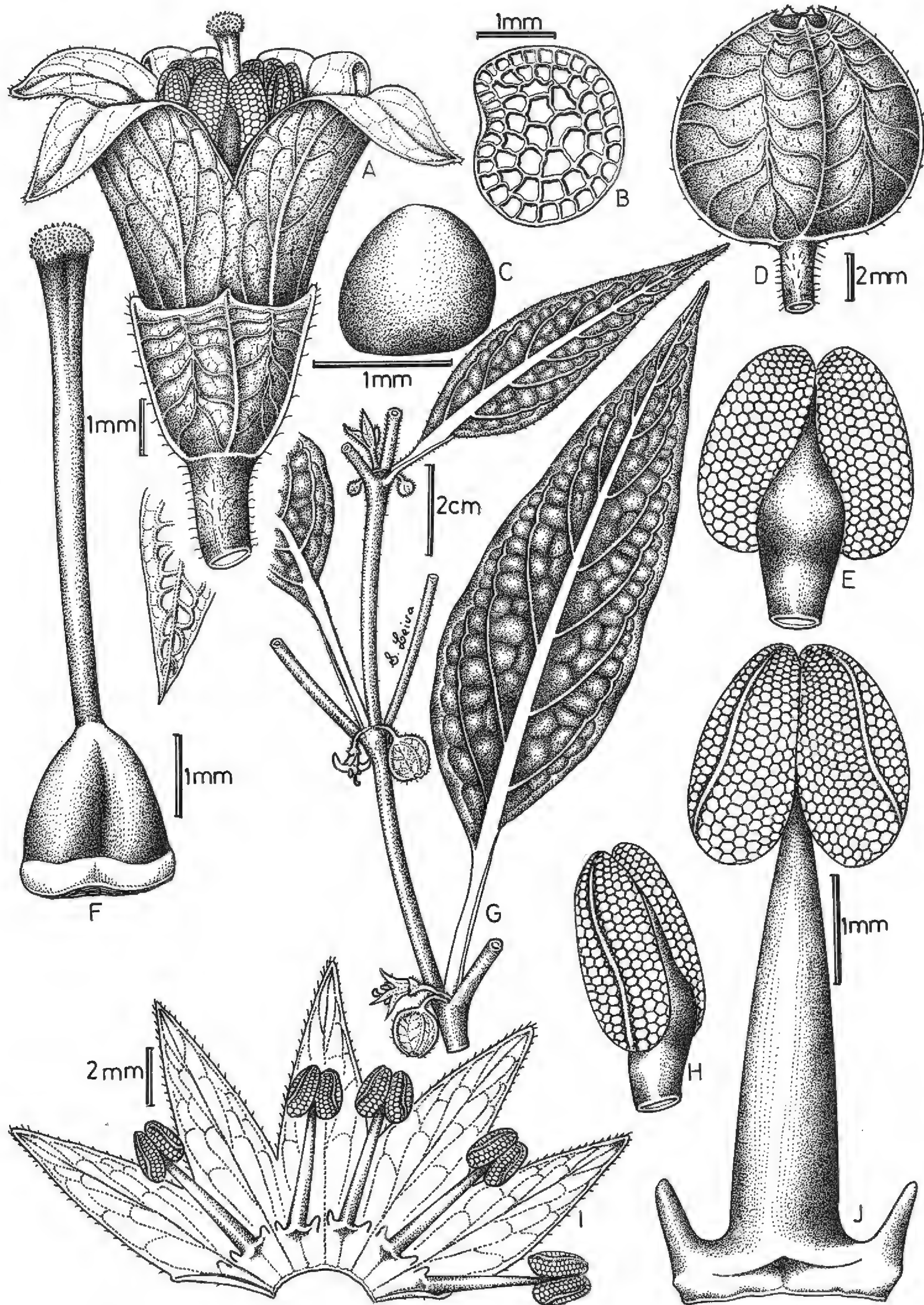


Fig. 1. ***Deprea sapalachense*** **S. Leiva & Barboza.** A. Flor en antesis; B. Semilla; C. Esclerosoma; D. Fruto; E. Antera en vista dorsal; F. Gineceo; G. Rama florífera; H. Antera en vista lateral; I. Corola desplegada; J. Estambre en vista ventral. (Dibujado de: S. Leiva & Barboza 6544, HAO-CORD).



Fig. 2. ***Deprea sapalachense*** **S. Leiva & Barboza.** A. Rama florífera; B. Tallo con lenticelas; C. Flor en vista lateral ; D. Hojas y flores; E. Fruto. (Fotografías: S. Leiva & Barboza 6544, HAO-CORD).

morado intenso las nervaduras principales y secundarias la superficie adaxial, verde claro, retífera, opaca y morado intenso las nervaduras principales y secundarias la superficie abaxial, glabrescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares tranparentes cortos dispersos en ambas superficies, aguda a veces ligeramente acuminada en el ápice, oblícua o asimétrica en la base, entera y ligeramente repanda en el borde, 10,5-13,5 cm de largo por 3,7-5,2 cm de ancho. Flores 2 (-3) por nudo; pedúnculo filiforme ampliándose gradualmente hacia el área distal, verde oscuro a veces morado la superficie adaxial, erecto a veces ligeramente curvado el área distal, pubescente rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 6-7 mm de longitud. Cáliz campanulado, morado intenso, verde la superficie abaxial externamente, verdoso o verde claro interiormente, glabrescente rodeado por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabro interiormente, membranáceo, truncado en el borde, sobresalientes las nervaduras principales, 3-3,1 mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 5-lobulodo; lóbulos ampliamente triangulares, verde externamente, verdoso interiormente, glabrescentes rodeados por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabros interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, membranáceos, erectos, nunca revolutos, sobresalientes las nervaduras principales, 0,3-0,4 mm de largo por 0,8-1 mm de ancho; tubo 2-2,3 mm de largo por 3-3,1 mm de diámetro. Corola tubular ampliándose gradualmente hacia el área distal, amarillo verdoso externamente, amarillento interiormente, glabra externamente, glabra interiormente, membranácea, sobresalientes las nervaduras principales, 9-10 mm de diámetro del limbo en la antésis; limbo 5-lobulado; lóbulos triangulares, amarillo verdoso externa e interiormente, glabrescentes rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabros interiormente, ciliados rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes en los bordes, membranáceos, ligeramente reflexos en el ápice, ligeramente revolutos en el borde, sobresalientes las nervaduras principales, 7-8 mm de largo por 2,8-3 mm de ancho; tubo 4-4,5 mm de largo por 4-4,2 mm de diámetro. Estambres 5, conniventes, fanerostémonos, insertos a 0,1-0,2 mm del borde basal interno del tubo corolino; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos filiformes ampliándose gradualmente hacia el área basal, verdosos, glabros, 3,5-4 mm de longitud; petalostemos amarillentos, glabros que terminan en dos aurículas triangulares pronunciadas; anteras oblongas, amoratadas, blanco cremoso las suturas y conectivo, sin mucrón apical, glabras, 1,8-2 mm de largo por 1,9-2 mm de diámetro. Ovario piriforme, blanquecino, disco nectarífero verdoso poco notorio que ocupa el 20-30% del área basal del ovario, glabro, ligeramente 5-anguloso, 1,8-2 mm de largo por 1,6-1,7 mm de diámetro; estilo exerto, filiforme ampliándose gradualmente hacia el área distal, blanco cremoso, glabro, 5,6-5,8 mm de longitud; estigma capitado, subbilobado, verde oscuro, 0,7-0,8 mm de largo por 0,9-1 mm de diámetro. Baya nutante, cónica, anaranjado amarillenta, lustrosa, sin estilo, 10-11 mm de largo por 11-12 mm de diámetro; cáliz fructífero persistente, acrescente, rodeando ajustadamente a la baya en toda su longitud y se abre en 5 dientes iguales en al área distal, transparente, nunca sobresalientes

las nervaduras principales y secundarias, 10-11 mm de largo por 11-12 mm de diámetro. Semillas (31-) 50-67 por baya, reniformes, coriáceas, parduzcas, glabras, reticulado foveolado el epispermo, 2-2,2 mm de largo por 1,8-1,9 mm de diámetro. Esclerosomas 20-22 por baya, oblongas, globosas, ovadas, blanco cremosas, coriáceas, 1-1,2 mm de largo por 1,1-1,2 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ. **Región Piura,** prov. Huancabamba, distrito Carmen de la Frontera, catarata El Chorro Blanco, 6 km ruta Sapalache-El Carmen de la Frontera, 5º07'29,9"S 79º22'53,0"W, 2740 m, 7-V-2017, *G. Barboza & S. Leiva ….* (CORD, HAO, HUT).

Distribución y ecología: Especie con distribución relativamente restringida y aparentemente endémica a la ruta de recolección en donde es abundante. A pesar de haberse efectuado recolecciones en áreas aledañas solamente se ha encontrado en la catarata El Chorro Blanco, 6 km ruta Sapalache-El Carmen de la Frontera, 5º07'29,9"S 79º22'53,0"W, 2740 m de elevación como un integrante de la vegetación de bosque relicto. Es una especie riparia porque habita en ribera de río, es ombrófila e higrófila ya que crece en sitios lluviosos y en medio húmedos respectivamente; también, es ombrófila porque crece en lugares de sombra. Es una especie psicrófila ya que crece en lugares fríos o a temperaturas bajas. También, es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus; asimismo, es argilícola porque prospera en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita entre árboles, arbustos y vive asociada con plantas de los géneros *Chusquea* Kunth (Poaceae), *Miconia* Ruiz & Pav. (Melastomataceae), *Oreopanax* Decne & Planch., *Scheflera* Pers. (Araliaceae), *Calceolaria* L. (Calceolariaceae), *Solanum* L. (Solanaceae), *Cyathea* Sm. (Cyatheaceae) entre otros.

Fenología: Es una especie perenne, que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de febrero hasta el mes de abril o mayo. Pero, por habitar en zonas de alta humedad algunos individuos pueden florecer y fructificar en los últimos meses del año.

Estado actual: Utilizando los criterios de IUCN (IUCN, 2012; 2017), *D. sapalachense* es considerada en Peligro Crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km^2 en catarata El Chorro Blanco, 6 km ruta Sapalache-El Carmen de la Frontera, siendo ésta la única localidad donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado menos de 100 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por la población que visita esta hermosa catarata. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo necesario un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Etimología: El epíteto específico hace alusión Sapalache, hermoso poblado que entre sus bosques relicto, pajonales, riachuelos guarda una riqueza biológica y cultural que faltan más estudios.

Discusión

Deprea sapalachense S. Leiva & Barboza es semejante a *D. subtriflora* (Ruiz & Pav.) Miers (ver Leiva *et al.*, 2013) es una especie más austral del género y una de las de

mayor distribución; se extiende desde el norte de Perú hasta el Dpto. del Beni y la Paz (Bolivia), con un amplio rango altitudinal 320-2840 m de elevación, porque ambas tienen (2-) 4-6 (-8) flores por nudo dispuestas en fascículos, cáliz pubescente rodeado por una cobertura de pelos glandulares y eglandulares transparentes externamente, corola campanulada estrellada, amarillo externa e interiormente, glabrescente rodeada por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, limbo de la corola (13-) 15-18 mm de diámetro del limbo en la antésis, baya erecta cónica con el cáliz fructífero adpreso que envuelve ajustadamente a la baya, tallos viejos rodeados por una cobertura de lenticelas blanco cremosas, láminas de las hojas rodeadas por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes la superficie adaxial. Pero, *D. sapalachense* tiene la corola glabra interiormente, filamentos estaminales homodínamos, ovario oblongo cremoso blanquecino, disco nectarífero verde oscuro que ocupa el (15-) 20-30% de su longitud basal, semillas (31-) 50-67 por baya, 20-22 esclerosomas blanco cremosas por baya, tallos viejos rodeados por una cobertura de pelos glandulares transparentes, tallos jóvenes morado intenso la superficie adaxial, verde la superficie abaxial, láminas de las hojas rodeadas por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes la superficie abaxial, 17,5-17,7 (-19,7) cm de largo por (8,2-) 9-9,2 cm de ancho. En cambio, *D. subtriflora* posee un anillo de pelos simples eglandulares transparentes en el ¼ basal interiormente, filamentos estaminales heterodínamos, ovario subgloboso, verde, disco nectarífero cremoso que ocupa el 30-40% de su longitud basal, semillas 67-75 por baya, sin esclerosomas, tallos viejos rodeados por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, tallos jóvenes verdes, lilas los nudos, láminas de las hojas rodeadas por una cobertura de pelos ramificados eglandulares transparentes la superficie abaxial, 4,1-15,2 cm de largo por 6,4-7,3 cm de ancho.

Agradecimientos

Nuestra gratitud a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú por su constante apoyo y facilidades para la realización de las expediciones botánicas, específicamente por el financiamiento a través del fondo concursable que promueve la oficina del Vicerrectorado de Investigación de la Universidad (UPAO). De igual manera, nuestro agradecimiento a CONICET, SECyT y MINCyT (Argentina) y CONCYTEC (Perú), en el marco del Acuerdo de Cooperación Científica y Tecnológica del Proyecto de Investigación Binacional entre Perú y Argentina.

Contribución de los autores

S. L. & G. B. Exploraciones de campo, descripción *in situ* de la especie, toma de fotografías, redacción del manuscrito; ambos hemos leído el manuscrito final y autorizamos su publicación; elaboración del dibujo (S. L.).

Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Literatura citada

Carrizo, C.; G. Wahlert; C. I. Orozco; G. E. Barboza & L. Bohs. 2015. Phylogeny of the Andean genus *Deprea* (Physalideae, Solanaceae): Testing the generic circumscription. Phytotaxa 238: 71-81.

Deanna, R.; S. Leiva & G. E. Barboza. 2014. Four new species and eighteen lectotypifications of *Larnax* from Ecuador and Peru and a new synonym of *Deprea orinocensis* (Solanaceae: Solanoideae, Phy-

salideae). Phytotaxa 167: 1–34. DOI: 10.11646/ phytotaxa.167.1.1.

Deanna, R.; S. Leiva & G. E. Barboza. 2015. Changes in the circumscription of *Deprea* (Physalideae, Solanaceae): thirty two new combinations. PhytoKeys 46: 73–87. DOI: 10.3897/phytokeys.46.9069.

Deanna, R.; S. Leiva & G. E. Barboza. 2016. A key for the re-circumscribed genus *Deprea* (Solanaceae) with descriptions of three new species from Ecuador and Peru. Systematic Botany 41 (4): 1028-1041. DOI: 10.1600/036364416X694152.

Hijmans, R. J.; L. Guarino & P. Mathur. 2012. DIVA-GIS, v. 7.5. A geographic information system for the analysis of biodiversity data. Lima: International Potato Center. Disponible en http://www.diva-gis.org/download.

IUCN. 2012. The IUCN red list of threatened species, v. 2012.1. Cambridge: IUCN Red List Unit. Available from: http://www.iucnredlist.org/.

IUCN Standards and Petitions Subcommittee. 2017. Guidelines for Using the IUCN Red List Categories and Criteria, versión 13. Prepared by the Standards an Petitions Subcommitee. Disponible en: http://www.iucnredlist.org/documents/Red List Guidelines.pdf. Acceso 30 de noviembre 2017.

Leiva, S.; V. Quipuscoa & N. W. Sawyer. 1998. Nuevas especies andinas de *Larnax* (Solanaceae) de Ecuador y Perú. Arnaldoa 5 (1): 83-92.

Leiva, S.; R. Deanna; G. E. Barboza & M. Cueva. 2013. Sobre la presencia del género *Larnax* (Solanaceae) en Bolivia. Arnaldoa 20: 291–300.

Leiva, S.; G. E. Barboza & R. Deanna. 2015. *Deprea auccana* y *Deprea physalidicalyx* (Solanaceae), dos nuevas especies del Noreste de Perú. Arnaldoa 22: 9-24.

Leiva, S. & G. Barboza. 2017. *Deprea micrantha* (Solanaceae) una nueva especie de Ecuador. Arnaldoa 24 (2): 439-446. http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24203.

Sawyer, N. W. 2001. New species and combinations in *Larnax* (Solanaceae). Novon 11: 460–471.

Weigend, M. 2002. Observations on the Biogeography of the Amotape-Huancabamba Zone in Northern Peru. In: K. Young et al., Plant Evolution and Endemism in Andean South America. Bot. Review 68(1): 38–54.

Weigend, M. 2004. Additional observations on the biogeography of the Amotape-Huancabamba zone in Northern Peru: Defining the South-Eastern limits. Rev. per. biol. 11(2): 127-134.

Arnaldoa 25 (1): 51 - 74, 2018
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25103

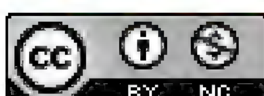
ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

New combinations in *Belloa* J. Rémy and new diagnoses for Andean *Lucilia* Cass. and *Mniodes* (A.Gray) Benth. (Gnaphalieae, Asteraceae)

Nuevas combinaciones en *Belloa* J. Rémy y nuevos diagnósticos de *Lucilia* Cass. y *Mniodes* (A. Gray) Benth. (Gnaphalieae, Asteraceae) de los Andes



Michael O. Dillon
The Field Museum, Integrative Research Center, 1400 South Lake Shore Drive, Chicago, IL 60605, USA.
mdillon@fieldmuseum.org



Recibido 2-XII-2017; aceptado: 20-II-2018; publicado online: 15-III-2018; publicado impreso: 30-IV-2018

Abstract

Changes in the generic boundaries, as suggested by DNA sequence data, have altered concepts of Andean Asteraceae, specifically *Belloa* J. Rémy, *Lucilia* Cass., and *Mniodes* (A.Gray) Benth. (Gnaphalieae, Asteraceae). Over the past 30 years, numerous changes in classification and the resulting transfers have generated confusion. This paper provides a short history of these changes and current information for these genera as they exist in Andean South America. Further, other transfers are provided as suggested by results of sequence analysis data and newly proposed generic concepts: *Belloa eriophora* (J. Rémy) M. O. Dillon, comb. nov., and *Belloa nivea* (Phil.) M. O. Dillon, comb. nov. Changes in the diagnosis of *Mniodes* necessitates the following transfers: *Mniodes argentea* (Wedd.) M. O. Dillon, comb. nov., *M. spathulifolia* (Sagást. & M. O. Dillon) M. O. Dillon, comb. nov. and *M. turneri* (Sagást. & M. O. Dillon) M. O. Dillon, comb. nov.

Keywords: Asteraceae, Gnaphalieae, Chile, Peru, Andean flora.

Resumen

Los cambios en los límites genéricos, como sugieren los datos de secuenciación de ADN, han alterado conceptos en las asteráceas andinas, específicamente en *Belloa* J. Rémy, *Lucilia* Cass. y *Mniodes* (A. Gray) Benth. (Gnaphalieae, Asteraceae). En los últimos 30 años, numerosos cambios en la clasificación y las transferencias resultantes han generado confusión. Este documento proporciona una breve historia de estos cambios y la información actual para estos géneros tal como existen en los Andes de América del Sur. Además, se proporcionan varias transferencias como lo sugieren los resultados de análisis de secuenciación y nuevos conceptos genéricos propuestos: *Belloa eriophora* (J. Rémy) M. O. Dillon, comb. nov., y *Belloa nivea* (Phil.) M. O. Dillon, comb. nov. Los cambios en el diagnóstico de *Mniodes* requieren las siguientes transferencias: *Mniodes argentea* (Wedd.) M. O. Dillon, comb. nov., *Mniodes spathulifolia* (Sagást. & M. O. Dillon) M. O. Dillon, comb. nov. y *Mniodes turneri* (Sagást. & M. O. Dillon) M. O. Dillon, comb. nov.

Palabras clave: Asteraceae, Gnaphalieae, Chile, Perú, flora andina.

Citación: Dillon, M. 2018. New combinations in *Belloa* J. Rémy and new diagnoses for Andean *Lucilia* Cass. and *Mniodes* (A. Gray) Benth. (Gnaphalieae, Asteraceae). Arnaldoa 25(1): 51-74. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25103

Introduction

The Gnaphalieae (Cass.) Lecoq & Juill. (Asteraceae) is a small tribe comprising ca. 185 genera (Ward *et al.*, 2009) and perhaps 2000 species. In South America, some 20 genera and over 100 species are recorded with highest diversity in the tropical and subtropical Andean Cordillera (Dillon & Sagástegui 1991), and some have proliferated in upper elevation or alpine habitats (Dillon, 2005). These genera overwhelmingly possess at least some members with reduced habits form small cushions of tightly clustered pubescent stems and densely canescent leaves. Some genera look remarkably similar, both in the field and as collections on herbarium sheets. Experience within these groups has suggested that inspection of capitular and floral microcharacters are necessary for generic identity to be confirmed with certitude.

Biologists often distinguish between 'convergent' and 'parallel' evolution (Arendt & Reznick, 2008). The distinction between these two usually assumes that phenotypes are the result of the underlying genetic mechanisms; when the mechanisms are different and in distantly related taxa it is convergent, but when mechanisms are similar and in more closely related taxa it is termed parallel. Convergent evolution, such

as the formation of cushion plants in high-elevation habitats within several different families, for example, *Azorella compacta* Phil. (Apiaceae), *Mniodes aretioides* (Schultz-Bip.) Cuatrec. (Asteraceae), and *Pycnophyllum peruvianum* Muschl. (Caryophyllaceae). The formation of cushions within different clades of the subtribe Gnaphaliinae could be viewed as parallel, similar forms in *Mniodes* (A. Gray) Benth. (South America), *Pterygopappus* Hoof.f. (Tasmania), and *Raoulia* Hook.f. (New Zealand), with each having derived from related genetic origins (Luebert *et al.*, 2017, Nie *et al.*, 2013). The distinction within the tribe would is best viewed as a continuum of convergence.

Generic boundaries have been controversial and none more so than the recognition and relationships of a suite of genera in the *Lucilia*-group, an informal gathering first proposed by Merxmüller *et al.* (1977). The recognition and constitution of *Belloa* J. Rémy and *Lucilia* Cass. has been an ongoing classification saga (Dillon 1990, Luebert *et al.*, 2017). The description of additional genera, e.g., *Luciliocline* Anderb. & S. E. Freire and *Gamochaetopsis* Anderb. & S. E. Freire, has been confusing even to the most astute student of the Asteraceae. Further, in response to sequence data, Friere *et al.* (2014) transferred of all *Luciliocline*, and some *Lucilia* and some *Belloa* into a greatly expanded *Mniodes* Wedd. The generic delimitation or boundaries of *Belloa* and *Lucilia* have been expanded (Cabrera, 1958; Freire, 1986; 1987a,b) and contracted (Anderberg & Freire 1991, Dillon, 2003; Freire *et al.*, 2014). Recently, on the strength of molecular studies (Urtubey *et al.*, 2016), *Lucilia alpina* (i.e., *Gamochaetopsis*) has been transferred to *Gamochaeta* Wedd.

Materials and methods

Herbarium material was investigated from the following herbaria: including B, BM, COL, CONC, F, GH, HAO, HSP, HUT, K, M, MO, NY, P, SGO, TEX, US, and W. Dried herbarium material was used for measurements and descriptions of achene surface structures. Vouchers were listed in Luebert *et al.*, 2017 (cf. Appendix 2). Herbarium acronyms follow Thiers (2017).

Results and discussion

A. Chilean *Belloa* J. Rémy (1847)

In 1835, William Joseph Hooker and George Walker Arnott published *Lucilia chilensis* Hook. & Arn. based upon a collection by *Hugh Cumming 342* from Chile. De Candolle (1838) recognized the distinctness of *Lucilia chilensis* when he established *Lucilia* section *Lucilioides* based upon *Lucilia chilensis*. J. Rémy (1847) described the genus *Belloa* to contain *Belloa (Lucilia) chilensis*, a single species with pubescent achenes but with much smaller trichomes, only 40–50 µm long. He was aware of the genus *Lucilia*, also having described *Lucilia eriophora* J. Rémy (1847) from central Andean Chile in the same publication. The latter species has achenes pubescent with elongate twin hairs or *Zwillingshaares* (Hess 1938), the type and size of trichomes more similar to other *Lucilia* species with twin hairs > 150 µm long.

Cabrera (1958) recognized *Belloa* as distinct from *Lucilia* Cass. and transferred six species that had been in *Gnaphalium* L., *Lucilia* or *Merope* Wedd. Subsequently, Cabrera (1958) expanded his concept of *Belloa*, transferring two more species and describing two new species from Peru and Argentina. He commented that *Belloa* was distinct and easily distinguishable from *Lucilia* principally through their achenial trichomes. In addition to the strikingly different pubescence of the achenes, several other important characteristics separated

these two genera, including the apices of the style branches of hermaphroditic florets and pappus characteristics. One of the species that Cabrera initially recognized as a *Belloa*, *B. erythractis* (Wedd.) Cabrera, was subsequently transferred to *Gamochaeta* Wedd. on the basis of its unique, sessile achenial trichomes (Cabrera 1978, Urtubey *et al*., 2016).

Freire (1986) provided a monograph for *Lucilia* and expanded its generic limits to include all taxa previously accorded to *Belloa* (Cabrera 1958; Sagástegui & Dillon 1985) with the statement that the type of achenial trichomes had no phylogenetic significance and provided no distinction between *Belloa* and *Lucilia*. She had based her classification system upon phenetic cladistic analysis (Freire 1984) and subsequently published another phenetic cladistic analysis (Freire 1987b) to support her expanded *Lucilia*. Freire (1987a) published a paper where she synonymized several of the newly described species proposed by Sagástegui & Dillon (1985). She argued for an expanded generic concept for *Lucilia*; a diagnosis that allowed for a genus with component species containing at least two fundamentally different types of achenial trichomes, i.e., some species possessing biseriate, capitate-glandular trichomes and others possessing elongate twin hairs or *Zwillingshaares* (Hess, 1938). Under the discussion, Freire maintained that the types of achenial trichomes were trivial and had no importance in the systematics of the group.

Dillon (1988, 1990) presented data suggesting that the two different types of trichomes represented in some *Belloa* (*pro parte*) and those of *Lucilia* (*sensu stricto*) were the products of quite complex ontogenetic patterns that were fundamentally different. These ontogenetic developments are not reversible ontogenetic endpoints, i.e., one type of trichomes could not revert or transform into the other. There appears to be no capacity to reverse ontological developments as illustrated by Hess (1938).

During morphological investigations, Dillon and Sagástegui (1991) provided the observation that a unique type of achenial trichomes was to be found in both *Mniodes* and in some members of *Belloa* (*sensu lato*), i.e., not like those of the type species but rather like those eventually become *Luciliocline* Anderb. & S. E. Freire and more recently Mniodes (Freire *et al*., 2014). Dillon (2003) accepted *Luciliocline*, concluding that Chilean *Belloa* (*B. chilensis*) were distinct and easily separated from *Luciliocline*. Further, Dillon (2003) suggested that *Mniodes* and *Luciliocline* shared close relationships, as both possessed similar habits, leaves, and floral morphology as well as the achenial trichomes.

Anderberg and Freire (1991) published a morphological cladistic analysis where *Lucilia* was dismantled, parsing the various species into four genera, i.e., *Lucilia* (8 spp.), *Belloa* (9 spp.), *Luciliocline* (5 spp.), and *Gamochaetopsis* (1 sp.). Surprisingly, their generic diagnosis for both *Belloa* and *Luciliocline* contained clearly non-parsimonious mixtures of achenial trichome types by maintaining *Lucilia* species within their concept of *Belloa*, [e.g. *Lucilia kunthiana* (DC.) Zardini, *L. lehmannii* Hieron.]. They amended the generic description of *Belloa* to include a mixture of the types of achenial trichomes with six *Luciliocline* species considered as *Belloa*.

Dillon (2003) provided transfers for eight *Belloa* species to *Luciliocline*. In Dillon's generic diagnosis, all species *Luciliocline* were diagnosed by achenes covered with capitate-glandular trichomes or rarely, with trichomes only near the carpopodium.

He recognized *B. kunthiana* as a legitimate member of *Lucilia* and placed *B. lehmannii* under the synonymy of the former species; both these taxa have achenes possessing elongate, twin hairs > 150 µm long. Dillon (2003) had considered *Belloa chilensis* (Hook. & Arn.) J. Rémy to be monotypic and with trichomes representing greatly reduced twin hairs and not similar to the capitate-glandular achenial trichomes possessed by *Luciliocline* and some *Mniodes*. However, these two species have well-developed twin hairs.

Although, gross morphology was not unlike other *Lucilia* species, *L. eriophora* and *L. nivea*, are here transferred to *Belloa* on the strength of DNA results and biogeography (Luebert *et al*., 2017; Nie *et al*., 2013). The Chilean species previously attributed to *Lucilia*, i.e., *L. nivea* and *L. eriophora* are recovered in well-supported clade with *Belloa chilensis*. The apical cells of the trichomes of *Belloa chilensis* are uniformly less than 50 µm long (Dillon 2003).

These Chilean taxa are isolated from the clade containing *Lucilia s.s.* Freire *et al*. (2014) interpreted *Belloa* as monotypic and placed *L. araucana* Phil., *L. eriophora* and *L. nivea* into synonymy of an expanded *Belloa*. Luebert *et al*. (2017) maintained these morphologically distinct taxa and *Lucilia eriophora* and *L. nivea* are here transferred to join a re-circumscribed *Belloa*. The new diagnosis of *Belloa* includes the presence of two sizes of trichomes, elongate, twin hairs >150 µm long in *L. eriophora* and *L. nivea*, and smaller twin hairs uniformly <50 µm long in *Belloa chilensis*.

Lucilia araucana Phil. (1895) is perhaps best placed in the synonymy of *L. nivea* on the strength of overall comparative morphology. It may be observed that *L. araucana* tends to form more compact cushions, however, field observations have confirmed that growing positions can affect overall phenotypes and especially shortening or expanding internode length. These two species share elongated achenial trichomes and further studies are needed to confirm taxonomic status.

1. *Belloa chilensis* (Hook. & Arn.) J. Rémy, Basionym: *Lucilia chilensis* Hook & Arn., Comp. Bot. Mag. 1: 102. 1835. TYPE: Chile, Región V (Valparaíso), Valparaíso, *H. Cuming 342* (lectotype: K000500443; isolectotypes: K00050439, P00704659). Fig. 1, 2.

2. *Belloa eriophora* (J. Rémy) M. O. Dillon, comb. nov., Basionym: *Lucilia eriophora* J. Rémy, Fl. Chil. 3 (3): 335. 1847. TYPE: Chile, Región VI (Libertador General Bernardo O'Higgins), Prov. Colchagua, Yaquil, "aprili 1839", *C. Gay 243* (holotype: P , FM neg. 37818). Fig. 3.

3. *Belloa nivea* (Phil.) M. O. Dillon, comb. nov., Basionym: *Chevreulia nivea* Phil., Anales Univ. Chile 21: 380. 1862. TYPE: Chile, Región VIII (Bio-Bio), Concepcion, Nevado de Chillan, Cerro de Azufre, *R.A. Philippi s.n.* (holotype: SGO#64455). *Lucilia nivea* (Phil.) Cabrera, Notas Mus. La Plata, Bot. 7: 118. 1942.

B. Andean *Lucilia* Cass. (1817)

Molecular studies (Luebert *et al*., 2017, Nie *et al*., 2013) confirm that Andean *Lucilia*, i.e., *L. kunthiana* and *L. conoidea*, are recovered in a clade with other members of the genus from Brazil, and *Berroa*, *Facelis*, and *Micropsis*. These high-elevation taxa with greatly reduced habits have been recorded from throughout the Andean Cordillera from Venezuela to Argentina and Chile. Therefore, *Lucilia* is a genus of nine species distributed throughout South America, but with a center of diversity in Argentina, Bolivia, southeast Brazil, Uruguay and Paraguay; two are known from Peru and

a single species *Lucilia kunthiana* recorded from Venezuela, Colombia, Ecuador, Peru, Bolivia, Argentina, and Chile.

The generic limits between *Lucilia* and *Belloa* have been controversial (see above). The gross appearance of some members of each genus is quite similar and especially those which occupy high elevation Andean habitats. Cassini's original description of *Lucilia* described sericeous achenes; however, Freire (1986; 1987a) expanded the genus and transferred several species possessing achenes with biseriate, multicellular, capitate-glandular trichomes into *Lucilia*. Sagástegui & Dillon (1985) removed from *Lucilia* all members with glandular achenes and placed them in *Belloa*. Eventually, the genus *Luciliocline* was proposed for the majority of species in *Belloa* (Dillon, 2003). In the present treatment, only those taxa with consistently sericeous achenes are included in *Lucilia*. The extra-Andean taxa are restricted to more eastern South America and at altitudes below 3000 m; *Lucilia acutifolia* (Poir.) Cass., *L. ferruginea* Bak., *L. linearifolia* Bak., *L. lycopodioides* (Less.) S. E. Freire, *L. nitens* Less., and *L. tomentosa* Wedd.

Key to Species of Andean *Lucilia*

1. Habit not cespitose; stems weakly erect, 6-18 cm tall, leaves linear-oblong, 2-6 mm long, 0.7-1 mm wide, recurved; capitula 9-11 mm tall .... *L. recurva*

1'. Habit cespitose; stems in dense cushions, linear-obovate to spathulate, 5-20 mm long, 0.8-2 mm wide, blades not recurved but occasionally plane to falcate; capitula (5-)7-8 mm tall 2

2. Leaves spatulate, plane to falcate, 10-20 mm long, 1-2 mm wide, both surfaces tomentose .... *L. kunthiana*

2'. Leaves linear, pleated or canaliculate, 5-15 mm long, 0.8-1 mm wide, lower surface arachnoid-tomentose, glabrescent, upper surface densely silvery-tomentose .... *L. conoidea*

1. ***Lucilia conoidea*** Wedd., Chlor. Andina 1: 154. 1856. TYPE: Peru, Dept. Cuzco, "Cordilleres du departement de Cuzco," *C. Gay 1355* (holotype: P00704661, fragment, F). Fig. 4, 5.

Lucilia conoidea is known from southern Peru and northern Bolivia. It approaches *L. kunthiana* in general appearance but is distinctive in having leaves that are pubescent on the upper surface and glabrescent below, the reverse of the usual condition in *Lucilia*. This morphological distinction has a restricted geographic range in southern Peru and adjacent Bolivia. *Lucilia conoidea* was reduced to synonymy of *L. kunthiana* (as *L. pusilla*) by Freire (1986).

2. ***Lucilia kunthiana*** (DC.) Zardini, Ann. Missouri Bot. Gard. 74: 431. 1987.

Conyza kunthiana DC., Prodr. 5: 379. 1836. (nomen novum for *Conyza pusilla* Kunth). *Gnaphalium kunthianum* (DC.) Kuntze, Revis. Gen. PL, 3: 152. 1898. *Mniodes kunthiana* (DC.) S. E. Freire, Chemisquy, Anderb. & Urtubey, Pl. Syst. Evol. 301 (4): 1245. 2014.

Conyza pusilla Kunth, Nov. Gen. Sp. (fol.) 4: 54. 1820. TYPE: Ecuador, Prov. Pichincha, "crescit regione alpina Regni Quitensis," *A. Humboldt & A. Bonpland s.n.* (holotype: P00322293; isotype: P00704669, FM neg. 15126). *Non* Houttuyn (1779). *Lucilia pusilla* (Kunth) Hieron., Bot. Jahrb. Syst., 29. 29. 1900. Fig. 6.

Gnaphalium depressum Nutt., Trans. Amer. Philos. Soc., n.s. 7: 405. 1841. TYPE: Ecuador, Prov. Pichincha, *W. Jameson s.n.* (holotype: PH-01085444, img 00012252).

Lucilia lehmannii Hieron., Bot. Jahrb. Syst. 19: 51. 1895. TYPE: Ecuador, Prov.

Azuay, Paramo del Cajas, 3600-4200 m, *F. C. Lehmann 4649* (holotype: B, probably destroyed, F neg. 15126; isotype: NY00214769). *Mniodes lehmannii* (Hieron.) S. E. Freire, Chemisquy, Anderb. & Urtubey, Pl. Syst. Evol. 301 (4): 1245. 2014.

Lucilia affinis Wedd., Chlor. Andina 1: 230. 1857. TYPE: Bolivia, La Paz, Cordilleres du departement de la Paz, *H. Mandon 168* (lectotype: K000500449; isolectotypes: G00223212, G00223213, P02533964, P02533965, P02533966, P02533958).

Lucilia violacea Wedd., Chlor. Andina 1: 155. 1855[1856]. TYPE: Bolivia, Cordillera de Sorata, *Weddell s.n.* [biz 3000] (holotype: P00704674).

Lucilia venezuelensis Steyer., Fieldiana, Botany 28: 644, f. 140. 1953. TYPE: Venezuela, Merida, below El Aguila and Chachopo, 3650-3965 m, 13 Mar 1944, *J. A. Steyermark 55657* (holotype: F-1390433; isotypes: NY00214771, US-2046674, VEN).

Lucilia kunthiana is distributed throughout high elevation Andean habitats from Venezuela, Colombia, Ecuador, Peru, Bolivia, and extreme northern Chile; 3000-4800 m. Many regional species have described for cespitose, highly reduced plants with canescent leaves and achenes densely pubescent.

Schultz-Bip. (1856) proposed *Gnaphalium evacoides* based upon a plant collected from Venezuela by *Moritz 1407* (P); however, the name was not validly published. Steyermark (1953) concluded that it was identical to *Gnaphalium radians* Benth. At the same time, Steyermark transferred *Gnaphalium radians* Benth. to *Lucilia*, placing *G. evacoides* Schultz-Bip. under its synonymy; Bentham's type material was collected by *K.T. Hartweg 1146* (K) in Colombia. Steyermark mentioned that *G. radians* had been confused with *Lucilia kunthiana* (as *L. pusilla*), a species originally collected in Ecuador by Bonpland and Humboldt and described in *Conyza*. De Candolle (1836) provided a new name, *Conyza kunthiana* due to the presence of an earlier homonym, *Conyza pusilla* Houtt 1779.

Weddell (1855) misinterpreted Bentham's Colombian *Gnaphalium radians* and Knuth's Ecuadorian species, *Conyza pusilla*, combining them under one name, *Merope kunthiana* (DC.) Wedd. The same error was perpetrated by Hieronymus (1900) as he combined all under one name, *Lucilia pusilla*.

Steyermark (1953) stated that Bentham's *Gnaphalium radians* and *Conyza pusilla* Kunth were entirely different species and recognized by their achenes, with the former being glabous and the latter being densely pubescent with elongate, biseriate trichomes (*Zwillingshaares*). From this material, Steyermark described *Lucilia venezuelensis* and related it to *Lucilia kunthiana*, a species with densely pubescent achenes with elongate (>150 µm) biseriate trichomes distributed from Colombia to Argentina.

2. ***Lucilia recurva* Wedd.**, Chl. Andina, 1: 156, tab. 25B, 1856. TYPE: Bolivia. Dept. Chuquisaca, Prov. Tomina, "sur les rochers nus, près du sommet du mont Curi", 3500 m, *H. Weddell 3742* (lectotype: P00704670; isolectotype: P00704671). Fig. 7.

Lucilia recurva is recorded from dry sites in Bolivia (Cochabamba, Chuquisaca, Tarija) and Argentina (Salta), most frequently at 2500-2800 m. As the species epithet implies, its oblong leaves are strongly recurved. It is noteworthy that unlike the close relationship between *L. conoidea* and *L. kunthiana* (sister taxa), the relationship of *L. recurva* apparently with Brazilian taxa, i.e., *L. acutifolia* and *L. lycopodioides* (Luebert *et al.*, 2017, Nie *et al.*, 2013).

C. *Laennecia alpina* Poepp. (1845)

Laennecia alpina was proposed by Poeppig (1845) for a small herb with obovate or suborbicular leaves and achenes with pilose pubescence collected in southern Chile (Araucanía, Los Lagos, Magallanes and Chilean Antarctica). Cabrera (1961) considered it to be congeneric with *Lucilia* [i.e., *L. alpina* (Poepp.) Cabrera]. He stated that it could be confused vegetatively with *Gamochaeta nivalis* (Phil.) Cabrera, but suggested that it was easily distinguished from the latter taxon by its pubescent achenes.

Anderberg and Freire (1991) based their new genus, *Gamochaetopsis* Anderb. & S. E. Freire, upon *Laennecia alpina*. In an examination of the type collection at W, it was observed that the achenial trichomes elaborated in *Gamochaetopsis* are essentially reduced clavate trichomes (ca. 60 µm long) and quite unlike the sessile, biseriate trichomes elaborated in all authentic *Gamochaeta* (< 20 µm). In the analysis of resulting from sequence data, both Urtubey *et al.* (2016) and Luebert *et al.* (2017) found *Gamochaetopsis* as resolved as nested in a clade also including *Gamochaeta* and *Stuckertiella* Urtubey *et al.* (2016) transferred *L. alpina* from *Gamochaetopsis* to *Gamochaeta*. In an effort to document the morphology of reproductive characters of authentic material, the holotype collection housed at W (Vienna, Austria) *E. F. Poeppig 889* (W0028920, Fig. 8) was investigated. Achenes were prepared for SEM photographs, including pappus and achenial trichomes (Fig. 9). Our observations point to inconsistencies between the morphology of the type collection, the protolog for the species by Poeppig (1845), and subsequent generic description by Anderberg and Freire (1991).

***Gamochaeta alpina* (Poepp.) S. E. Freire & Anderb.**, *In:* E. Urtubey, *et al.*, 2016. New circumscription of the genus *Gamochaeta* (Asteraceae, Gnaphalieae) inferred from nuclear and plastid DNA sequences. Pl. Syst. Evol. 302: 1062. Basionym: Chile. "Chile australis rupium fissuris montis Pico de Pilque in Andibus Antuensium, Januario florebat", 1829, *E.F. Poeppig 889* (holotype: W0028920; isotype: G-DC, G00499745).

D. *Mniodes* (A.Gray) Benth. (1873)

Freire *et al.* (2014) found *Mniodes* and *Luciliocline* Anderb. & S. E. Freire in the same clade, and transferred an array of species into *Mniodes*, a genus traditionally composed of strictly dioecious species. Luebert *et al.* (2017) also recovered members of *Mniodes* and *Luciliocline*, a connection that had been suggested by similarity in achenial trichomes (Dillon & Sagástegui 1991). This new generic concept requires additional taxa from *Luciliocline* be transferred into monophyletic group circumscribed by both morphological and molecular markers. While the *Lucilia*-group is recovered in the same large New World clade, neither *Mniodes* nor *Luciliocline* are closely related to *Lucilia* or *Belloa*. A few highly reduced *Mniodes* species approach *Raouliopsis* S. F. Blake (Colombia) in general compact habit and reduced tightly clustered leaf arrangements. The latter genus is recorded from extreme northern South America and diagnosed with compact habits and strictly dioecious breeding systems; molecular systematic studies have not been successful.

With a monograph of *Mniodes* in preparation, including several new species, the following combinations are necessary as a new diagnosis of *Mniodes* is adopted.

1. ***Mniodes argentea* (Wedd.) M. O. Dillon, comb. nov**. Basionym: *Merope argentea* Wedd., Chl. And. 1: 163. 1856.

TYPE: Bolivia, Dept. La Paz, Quebrada de Chuquiaguillo, *H. Weddell s.n.* (holotype: P00704580). Fig. 10.

Freire (1986) placed *Belloa argentea* into the synonymy of *Belloa schultzii* with the statement that the presence of papillose achenes was not sufficient to recognize the species. Ariza (1989) accepted *Belloa schultzii* and distinguished it from all other Argentine species as having a cushion-form habit and glabrous achenes. While potentially related to *M. schultzii*, a position supported by molecular sequence data (Luebert *et al.*, 2017), morphological differences allow discrimination of *M. argentea* from its sister species, *M. schultzii*; the former species has glabrous upper leaf surfaces.

Weddell (1855) described *Merope argentea*, *M. schultzii* Wedd., *M. virescens* Wedd., and *M. caespititia* Wedd. consecutively and in this order (p. 163–164). The first two, *L. argentea* and *L. schultzii*, are each accepted and treated as distinct; the former with smaller habit and achenes pubescent with capitate-glandular trichomes. Cabrera (1978) recognized *L. argentea* as distinct from *L. virescens* (a synonym of *L. schultzii*) based upon the latter's larger leaves and pubescent achenes. In molecular studies, nrDNA data suggests these two species are sister taxa (Luebert *et al.*, 2017).

2. ***Mniodes spathulifolia* (Sagást. & M. O. Dillon) M. O. Dillon, comb. nov.** Basionym: *Belloa spathulifolia* Sagást. & Dillon, Phytologia 58 (6): 394. 1985. TYPE: Peru, Dept. La Libertad, Prov. Santiago de Chuco, *A. Sagástegui A., J. Mostacero L., & M. Diestra Q. 11695* (holotype: HUT; isotypes: F1947608, FM neg. 061880, MO). Fig. 11.

Freire (1987b) placed *Belloa spathulifolia* under the synonymy of *Lucilia santanica* (Cabrera) S. E. Freire, overlooking differences in habit, capitulescence, floral number, ecological preferences, and geographic distribution (Sagástegui & Dillon 1985). It is perhaps difficult for systematists to evaluate species without herbarium and field observations. Based upon data from several sources, we reject the suggestion by Freire that this distinctive taxon is a synonym of *Mniodes (Luciliocline) santanica*, a species with distinct morphology and distributed nearly 2500 kms to the south in northern Argentina.

While discussing *Mniodes santanica*, it is noteworthy that Anderberg and Freire (1991) also listed *Gnaphalium depressum* Nutt. and *Gnaphalium sarmentosum* Klatt as synonyms of *M. santanica*. An examination of type material shows these taxa are essentially unrelated to *Mniodes* (*Luciliocline) santanica* or any member of *Mniodes*. *Gnaphalium depressum* (*W. Jameson s.n.*, PH00012252) from Andean Ecuador, is a synonym of *Lucilia kunthiana* (DC.) Zardini; it possesses achenes with elongate trichomes typical for *Lucilia*, i.e. 250–850 µm long. Gray (1862) also commented that the Ecuadorian *Gnaphalium depressum* Nutt. was not synonymous with *Gnaphalium radians* (i.e., *Mniodes radians* (Benth.) S. E. Freire, Chemisquy, Anderb. & Urtubey, 2014), and Gray suggested it best related to *Lucilia kunthiana* or *L. conoidea* Wedd.

Freire annotated an isotype of *Gnaphalium sarmentosum* Klatt (*C. B. Pringle 4249*, S-G-2896) as *Luciliocline santanica*. An examination of isotype material of *Pringle 4249* (MEXU01216408) from Mexico shows it to be the type of *Mexerion* Nesom (1990). Its achenes possess reduced twin hairs with enlarged adaxial basal cells and short, blunt, apical cells ca. 50 µ long, very different from the capitate-glandular achenial trichomes found in *Mniodes santanica* and most *Mniodes* species. Not only does the Mexican material not correspond to the morphology

of *M. santanica*, the two populations would exhibit an amphitropical disjunction of over 6000 kms. The published results of Nie *et al.* (2013) and Luebert *et al.* (2017) both recover this taxon in a clade with *Gnaphaliothamnus* Kirp., far removed from *Mniodes* (Dillon & Luebert 2015).

3. ***Mniodes turneri*** **(Sagást. & M. O. Dillon) M. O. Dillon, comb. nov**. Basionym: *Belloa turneri* Sagást. & Dillon, Phytologia 58 (6): 392. 1985. TYPE: Peru. Dept. Cajamarca, Prov. Contumazá, *A. Sagástegui A., E. García A., S. López M., & J. Mostacero L. 10087* (holotype: HUT; isotypes: F1906100, FM neg 061881, MO, TEX). Fig. 12.

Freire (1987b) placed *B. turneri* under the synonymy of *B. lopezmirandae* with the statement that nothing separated them except the length of the corollas, number of phyllaries, and number of florets per capitula. Freire mentioned that these characters were of no significance and likely represented populational variability. I have examined these species in detail, both in the herbarium and in the field, and I continue to accept our *Belloa turneri* as distinct species, just as when it was originally published (Sagástegui & Dillon 1985). It is a species that represents a morphologically and ecologically distinct entity and, as with several other of her efforts at synonymy, we reject Freire's contention that these species are conspecific. It is moved yet again to satisfy current generic concepts.

Acknowledgements

I thank curators and collection management staff for the loan of materials and hosting herbarium visits to consult collections, including B, BM, COL, F, GH, HAO, HSP, HUT, K, M, MO, NY, P, SGO, US, and W. I thank Federico Luebert for sharing information that suggested the taxonomic changes presented here and his SEM photographs of *Poeppig 889* from W. I thank Daniel Le for providing the digital images of Field Museum collections. I thank Daniel Montesinos for the use of the photograph of *Lucilia conoidea* (Figure 5) taken in the field near Abra Málaga, Department of Cusco.

Contribution of the authors

M.D.: Redaction of the text, evaluation methodology, fieldwork, taxonomic determination of the species, review and approval of the final text.

Conflicts of interest

The author declares not to have conflicts of interest.

Literature cited

Anderberg, A. A. & S. E. Freire. 1991. A cladistic and biogeographic analysis of the *Lucilia* group (Asteraceae, Gnaphalieae). Bot. J. Linn. Soc. 106: 173–198.

Arendt, J. & D. Reznick. 2008. Convergence and parallelism reconsidered: what have we learned about the genetics of adaptation? Trends in Ecology & Evolution, 23: 26-32.

Cabrera, A. L. 1958. El Género "*Belloa*" Remy, Bol. Soc. Argent. Bot. 7: 79-85.

Cabrera, A. L. 1978. Compositae. Flora de la Provincia de Jujuy. Colecc. Cient., Inst. Natl. Teen. Agropec. 13: 288-293.

Cabrera, A. L. 1961. Observaciónes sobre las Inuleae–Gnaphalineae (Compositae) de América del Sur. Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica 9: 359–386.

Cassini, H. 1817. Aperçu des Genres nouveaux formés par M. Henri dans la famille des Synanthérées. Bull. Sci. Soc. Phil Paris 3: 32.

De Candolle, A. P. 1838. *Lucilia*: 46. *In*: Prodromus systematis naturalis regni vegetabilis, 7. Paris.

Dillon, M. O. 1990. A tale of two genera: the implication of character choices and outgroup selection in cladistic analysis. American Journal of Botany Abstracts, 77: 129.

Dillon, M. O. 2003. New combinations in *Luciliocline* with notes on South American Gnaphalieae (Asteraceae). *Arnaldoa,* 10: 45–60.

Dillon, M. O. 2005. Familia Asteraceae. *In:* Flora Genérica de los Páramos: Guía Ilustrada de las Plantas Vasculares. P. Sklenár, J. L. Luteyn, C. Ulloa-U, P. M. Jørgensen, & M. O. Dillon (Eds), Memoirs New York Botanical Garden, 92: 96–180.

Dillon, M. O. & F. Luebert. 2015. *Gnaphaliothamnus nesomii* (Asteraceae, Gnaphalieae), A New Species from Guatemala and Nomenclatorial Changes in the Gnaphaliinae. J. Bot. Res. Inst. Texas, 9 (1): 63-73.

Dillon, M. O. & A. Sagástegui. 1991. Sinopsis de los géneros de Gnaphaliinae (Asteraceae-Inuleae) de Sudamerica. *Arnaldoa,* 1: 5–91.

Freire, S. E. 1984. Fenética del género *Lucilia* (Compositae: Inuleae). C.I.P.F.E. - C.E.D. Orione Cont. Biol. 11: 26-32, Montevideo.

Freire, S. E. 1986. Revision del género *Lucilia* (Compositae, Inuleae). Darwiniana, 27: 431-490.

Freire, S. E. 1987a. A cladistic analysis of *Lucilia* Cass. (Compositae, Inuleae). *Cladistics*, 3: 254–272.

Freire, S. E. 1987b. Nuevos sinonimos y una nueva combinación en el género *Lucilia* (Compositae, Inuleae). Darwiniana 28 (1-4): 409-411.

Freire, S. E.; M. A. Chemisquy; A. A. Anderberg; S. G. Beck; R. I. Meneses; B. Loeuille &

E. Urtubey. 2014. The *Lucilia* group (Asteraceae, Gnaphalieae): Phylogenetic and taxonomic considerations based on molecular and morphological evidence. Pl. Syst. Evol. 301: 1227–1248.

Gray, A. 1862. Characters of some Compositae in the collection of the United States South Pacific Exploring Expedition under Captain Wilkes, with observations, &c. Proceedings of the American Academy of Arts and Sciences 5: 114–146.

Hieronymus, G. H. E. W. 1900. Compositae. Botanische Jahrbücher für Systematik, Pflanzengeschichte und Pflanzengeographie 29: 1–85.

Luebert, F.; A. Moreira-Muñoz; K. Wilke & M. O. Dillon. 2017. Phylogeny and evolution of achenial trichomes in the *Lucilia*-group (Gnaphalieae, Asteraceae) and their systematic significance. Taxon 66(5): 1184-1199.

Merxmüller, H.; P. Leins & H. Roessler. 1977. Volume 1, Chapter 21. Inuleae - systematic review. Pp. 577-602. *In:* V.H. Heywood, J.B. Harborne, & B.L. Turner (eds.). The Biology and Chemistry of Compositae. Academic Press, London.

Nesom, G. L. 1990. *Mexerion* (Asteraceae: Inuleae), a new genus from Mexico. Phytologia, 68: 247–254.

Nie, Z. L.; V. Funk; H. Sun, H.; T. Deng; Y. Meng, & J. Wen. 2013. Molecular phylogeny of *Anaphalis* (Asteraceae, Gnaphalieae) with biogeographic implications in the Northern Hemisphere. J. Plant Res. 126: 17–32.

Philippi, R. A. 1862. Viaje a los baños i al nuevo volcán de Chillán. Anales Univ. Chile 21: 377-386.

Philippi, R. A. 1895. Plantas nuevas chilenas de las familias que corresponden al tomo IV de la obra de Gay: Anales Univ. Chile 90: 5-44.

Poeppig, E. F. 1845. Nova Genera Species plantarum, quas in regno chilensi peruviano et terra amazonica, 3: 1- 91.

Rémy, J. 1847. Compositae. *In:* Gay C, Historia Física y Política de Chile, Botánica 3: 257–482.

Sagástegui, A. & M. O. Dillon. 1985. New species and combinations in *Belloa* (Inuleae-Asteraceae). Phytologia, 58: 392- 400.

Schultz-Bipontinus, C. H. 1856. Lechler's neueste Sammiungen aus Peru und Chile. Bonplandia. Zeitschrift für die gesammte Botanik. 4: 50-54.

Steyermark, J. 1953. Compositae. *In:* J. A. Steyermark & collaborators, Contributions to the Flora of Venezuela. Botanical Exploration in Venezuela—III. Fieldiana Botany 28 (3): 620–678.

Thiers, B. 2017. [continuamente actualizada] Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. Disponible en: http://sweetgum.nybg.org/ih/

Urtubey, E.; A. López; A. Chemisquy**; A. A. Anderberg; C. M. Baeza; N. D. Bayón; L. P. Deble; A. Moreira-Muñoz; G. L. Nesom; M. H. Alford; L. Salomón & S. E. Freire.** 2016. New circumscription of the genus *Gamochaeta* (Asteraceae, Gnaphalieae) inferred from nuclear and plastid DNA sequences. Plant Syst. Evol. 302: 1047-1066.

Ward, J.; R. Bayer; I. Breitwieser; R. Smissen; M. Galbany-Casals & M. Unwin. 2009. Gnaphalieae. Pp. 537–585 *In:* V. A. Funk, A. Susanna, T. F. Stuessy, & R. J. Bayer (Eds.), Systematics, evolution, and biogeography of Compositae. Vienna: International Association for Plant Taxonomy, University of Vienna.

Zardini, E. 1987. A new combination in *Lucilia* (Compositae-Inuleae). Ann. Missouri Bot. Gard. 74: 431.



Fig. 1. Image of lectotype for *Lucilia chilensis* Hook. & Arn. collected by *H. Cumming 342* (K000500441).



Fig. 2. Scanning electron microscope image of *Lucilia chilensis.* A. Achene. B. Enlargement of surface trichomes.



Fig. 3. Image of holotype of *Lucilia eriophora* J. Rémy collected by *C. Gay 243* (FM neg. 37818) from P.



Fig. 4. Image of holotype for *Lucilia conoidea* Wedd. collected by *C. Gay 1355* (P00704661).



Fig. 5. *Lucilia conoidea* (note pubescent adaxial leaf surfaces and glabrescent abaxial leaf surfaces).



Fig. 6. *Lucilia kunthiana* (DC.) Zardini. *Conyza kunthiana* a replacement name for *Conyza pusilla* Kunth collected by *A. Humboldt & A. Bonpland s.n.*, P00322293.



Fig. 7. *Lucilia recurva* Wedd. Lectotype collection by *H. Weddell 3742* (P00704670).



Fig. 8. *Laennecia alpina* Poepp. Holotype collection by *E.F. Poeppig 899* (W0028920).



Fig. 9. Scanning electron microscope images of *Laennecia alpina* achenes from type collection by *E.F. Poeppig 899* (W0028920). A. Achene with attached pappus, scale bar = 100 µm. B. Individual clavate achenial trichome, scale bar = 1 µm.



Fig. 10. *Merope argentea* Wedd.. Holotype collection by *H. Weddell s.n.* (P00704580).



Fig. 11. *Belloa spathulifolia* Sagást. & M.O.Dillon. Isotype collection by *A. Sagástegui A. et al. 11695* (F1947608, FM neg 061880).



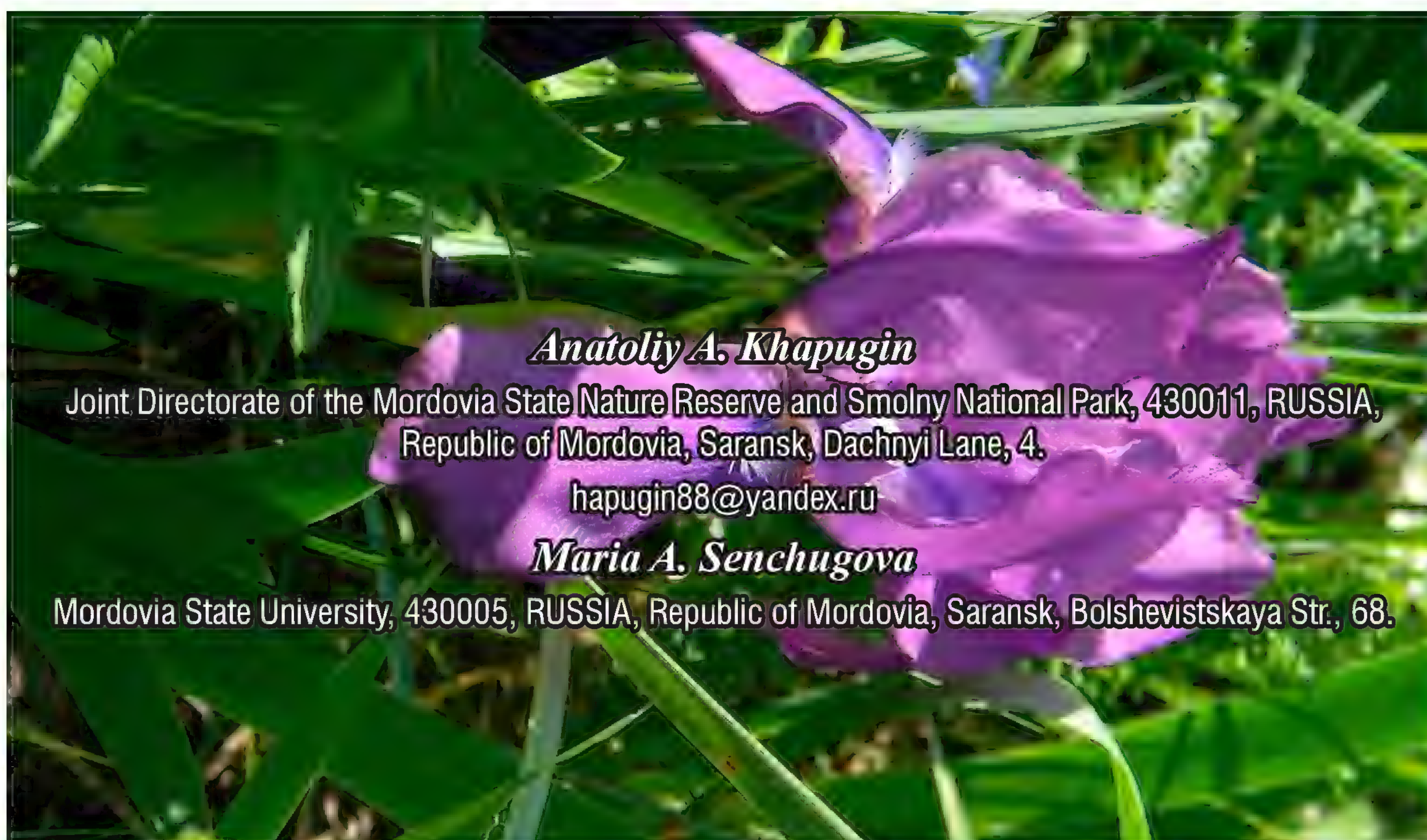
Fig. 12. *Belloa turneri* Sagást. & M.O.Dillon. Isotype collection by *A. Sagástegui et al. 10087* (F1906100, FM neg 061881).

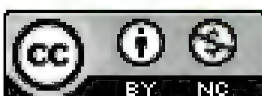
Arnaldoa 25 (1): 75 - 86, 2018
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25104

ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

The floristic lists as a source to characterize environment conditions of habitats using phytoindication methods: A case study for *Iris aphylla* (Iridaceae) and *Lilium martagon* (Liliaceae) in central Russia

Las listas florísticas como fuente para caracterizar las condiciones ambientales de habitats usando métodos de fitoindicación: un caso de estudio para *Iris aphylla* (Iridaceae) y *Lilium martagon* (Liliaceae) en Rusia central


Anatoliy A. Khapugin
Joint Directorate of the Mordovia State Nature Reserve and Smolny National Park, 430011, RUSSIA, Republic of Mordovia, Saransk, Dachnyi Lane, 4.
hapugin88@yandex.ru
Maria A. Senchugova
Mordovia State University, 430005, RUSSIA, Republic of Mordovia, Saransk, Bolshevistskaya Str., 68.



Recibido 8-XII-2017; aceptado: 28-II-2018; publicado online: 15-III-2018; publicado impreso: 30-IV-2018.

Abstract

Floristic lists are often considered only as a source of information for general comparison of floras in different localities or for comparison of flora within the same locality at different times. However, pure floristic lists may be useful to estimate environmental conditions in natural habitats using phytoindication methods. We showed here that if we have a set of floristic lists of certain region, we can use phytoindication methods to establish coenotical confinement of certain species and environmental factors which are most important for its existence. As example, we showed that it is possible to separate habitats with favourable and unfavourable environmental conditions for certain plant species (*Iris aphylla*) using phytoindication methods. We also proposed three recommendations for regional researchers which will contribute qualitatively to data collection and further analysis of existing floristic lists. At first, each floristic list must be confined to separate plant communities. Secondly, in order to increase accuracy of results, sampling should be carried out as much as possible. At third, botanists should add qualitative data in floristic lists: e.g., projective cover percentage of each species.

Keywords: ecological scale, environment factor, floristic lists, *Iris aphylla*, *Lilium martagon*, phytoindication.

Resumen

Las listas florísticas son a menudo consideradas solo como fuente de información para comparaciones generales de floras de diferentes localidades o para la comparación de la flora dentro de la misma localidad en diferentes épocas. Sin embargo, las listas florísticas por sí solas pueden ser útiles para estimar las condiciones ambientales en hábitats naturales usando métodos de fitoindicación. Mostramos aquí que si tenemos un grupo de listas florísticas de cierta region, podemos usar métodos de fitoindicación para establecer el confinamiento ecológico de cierta especie y los factores ambientales que son más importantes para su existencia. Como ejemplo, mostramos que es possible separar hábitats con condiciones ambientales favorables y desfavorables para cierta especie de planta (*Iris aphylla*) usando métodos de fitoindicación. También propusimos tres recomendaciones para investigadores regionales, las cuales contribuirán cualitativamente a la recolección de datos y a análisis posteriores de listas florísticas existentes. En primer lugar, cada lista florística debe ser confinada separando comunidades de plantas. En segundo lugar, para incrementar la precisión de resultados, el muestreo debería llevarse a cabo tanto como sea possible. En tercer lugar, los botánicos deberían agregar datos cualitativos en las listas florísticas: por ejemplo, porcentaje de cobertura proyectado de cada especie.

Palabras clave: escala ecológica, factor ambiental, listas florísticas, *Iris aphylla*, *Lilium martagon*, fitoindicación.

Citation: Khapugin, A. & M. Senchugova. 2018. The floristic lists as a source to characterize environment conditions of habitats using phytoindication methods: A case study for *Iris aphylla* (Iridaceae) and *Lilium martagon* (Liliaceae) in central Russia. Arnaldoa 25(1): 75-86. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25104

Introduction

Floristic lists are often the only source of botanical information for a particular area and may serve as basis for more detailed study. Such lists may be used for comparison of floras in different localities, or that of the same locality at different times (Keith, 1988; Benson & Melrose, 1993; Pinheiro & Monteiro, 2006; Ferreira *et al.*, 2013; Khapugin, 2016; Martínez-Calderón *et al.*, 2017).

Floristic lists can be prepared with

or without data on quality parameters such as vegetation cover (projective coverage for each species). However, in future researchers would not be able to understand and estimate completely the structure of phytocoenosis or environment conditions in a studied site. Thus further analysis of vegetation cover will be limited. Unfortunately, many researchers and researcher groups of botanists conduct floristic studies without indicating of species' projective coverage (Reshetnikova & Berezutskiy, 2013; Antipina & Rokhlova, 2015; Rodríguez *et al.*, 2017). In contrast to them, there are many floristic studies accompanied by data on species' projective cover (Bezsmertna *et al.*, 2015; Bystriakova *et al.*, 2015; Dítě & Elias, 2016; Piwowarczyk *et al.*, 2016), ecology or morphometrics of plants (Aguirre *et al.*, 2017; Beltrán *et al.*, 2017; Puchnina, 2017) in studied sites. Consequently, these data are much more appropriate to further obtaining of data on conditions of habitat(s). However, pure floristic lists may also be useful for estimation of environment conditions of habitats using phytoindication methods.

The concept of species' ecological tolerance is the key principle for conducting the phytoindication studies. That requires quantitative estimation of the dimension of species' ecological amplitude, and this needed for elaboration of appropriate ecological scales (Didukh, 2011). Nowadays there are many scales reflecting the relation of plant species to various ecological factors. There are no unified methods of scale construction. Different authors use different approaches for this operation. Many types of ecological scales exist. However, several approaches can be distinguished: method of nicks (Ramensky *et al.*, 1956), method of limitation (Ramensky, 1938; Hundt, 1966; Tsyganov, 1983) and method of mean values (Landolt, 1977; Ellenberg *et al.*, 2001).

In case of the absent of data on species' projective cover, the method of limitation looks the most appropriate. This is the search of amplitude in factor's values, which limits the possibilities of particular species growth. Although this method is mathematically less precise, this is very important during the construction of ecological scales of coenophobic species which represents about 50% of floras (Didukh, 2011). Therefore, these ecological scales are the most appropriate in case when pure floristic list are only available. In conditions of middle belt of European Russia, ecological scales of Tsyganov (1983) look as most appropriate.

Republic of Mordovia covers area of 26,200 km^2. It is located on the border of the forest and forest-steppe zones in Central Russia (Fig. 1). Flora of the Republic of Mordovia is considered as one of the most studied floras in Central Russia, and includes more than 1400 species (Silaeva *et al.*, 2010). Amongst them, both target species are distributed exclusively *Lilium martagon* L. (Iridaceae) or primarily *Iris aphylla* L. (Iridaceae) in forest-steppe landscapes of Eastern Mordovia (Senchugova *et al.*, 2016; Khapugin *et al.*, 2017a). Both taxa were included in regional Red Data Book (2017) as vulnerable (rarity category 2) species. As a result of recent IUCN assessment of protected plant species of Mordovia, *Iris aphylla* and *Lilium martagon* were estimated as Near Threatened (NT C2a(i)) taxa (Khapugin *et al.*, 2017c). Additionally, 73.9% (17 of 23) and 90.9% (3 of 33) populations of *Iris aphylla* and *Lilium martagon* respectively are located outside of current Protected Areas Network of the Republic of Mordovia (Khapugin *et al.*, 2017b). All these facts show relevance of study these species and conditions of their habitats.



Fig. 1. Locations of study sites in the Republic of Mordovia and in Europe (Map of Europe with modifications from web-site United Nations Geospatial Information Section: http://www.un.org/Depts/Cartographic/english/htmain.htm). On the map of Mordovia, blue triangles indicate localities of *Iris aphylla*, and red inverted triangles-localities of *Lilium martagon*. Numbers indicate names of the localities as in Table 1.

Founders of intensive floristic studies in Mordovia, Vladimir N. Tikhomirov and Tatyana B. Silaeva, and their followers have collected large number of pure floristic data available in handwritten form at the Department of Botany, Physiology and Ecology of Plants of the Mordovia State University. This is a great database of plant species distribution in the region. But till date no study has been focused on the environmental factors affecting the distribution of plant species in the region.

Therefore, aim of this study was to show the opportunity and methods of applications of pure floristic lists to obtain data on environment conditions in study sites with participation of two rare plants (*Iris aphylla* L. and *Lilium martagon* L.) using phytoindication methods.

Material and methods

For our study, we have used our own collected data and available floristic lists at the Department of Botany, Physiology and Ecology of Plants containing information on *Iris aphylla* and *Lilium martagon* (Iridaceae) in the Republic of Mordovia. We also chose some data from adjacent regions (Chuvashia, Ulyanovsk region) to compare with that from Mordovia. In some cases localities of the one target species were situated in the immediate vicinity (within 0.3–1.5 km) of the second species' localities (see Tab. 1) and, it would seem, conditions should differ slightly. Therefore, they were given special attention. Also, we deliberately selected one locality (16: Salma) where *Iris aphylla* is observed in unfavourable conditions.

We compared the compositions of pure floristic lists in studied localities. For this purpose, we calculated a Jaccard's similarity index $S = 100 \times C (A + B - C)$, where *A* = number of species in locality *A*; *B* = number of species in locality *B*; C = number of species shared between two (*A* and *B*) localities (Jaccard, 1901).

Alternatively, based on composition of the same pure floristic lists, values of environmental factors in studied habitat were calculated. Calculations were carried out according to Tsyganov's (1983) scale where ecological indicator values are arranged as intervals. It means that for each plant species we can define the range of its existence in relation to environmental factors, for instance, soil nitrogen, moisture etc. Mean ecological indicator values were calculated using algorithm suggested by Buzuk & Sozinov (2009). Ten ecological scales have been used: termoclimatic (TM), climate continentality (KN), climate humidity (OM), kryoclimatic (CR), soil moisture (HD), soil trophicity (TR), soil nitrogen (NT), soil pH (RC), shading (LC), soil moisture variability (FH).

In order to assess limiting factors, we used the principal component (PCA-analysis). This method makes it possible to assess the role and importance degree of each environmental factor, its significance in plant community and its distribution. Obtained significance quantitative data, converted into coefficients, can be used in assessment of cumulative effect on the character of community differentiation (Didukh, 2011). Thus, we tried to define main factors influencing differences between all studied localities of both target species.

Statistical analyse was carried out using PAST 3.15 (Hammer *et al.*, 2001) and Microsoft Excel.

Results

Analysis of floras in studied localities has demonstrated that species composition may be highly similar for habitats of one target plant, as it seems for localities 2, 3 and 6 for

Table 1. Localities of *Iris aphylla* and *Lilium martagon* listed in analysed floristic lists

Localities' designation	Nearest settlement	Species	Coordinates	Habitat	Number of individuals
1	Dalniy	*Lilium martagon*	54.4817 N 44.9709 E	Aspen (*Populus tremula* L.) forest with *Aegopodium podagraria* L. in herb layer	31
2	Kochkurovo	*Lilium martagon*	54.0484 N 45.4696 E	Steppificated broad-leaved forest with *Corylus avellana* L. in shrub layer	92
3	Sabur-Machkasy	*Lilium martagon*	54.5068 N 45.8639 E	Steppificated broad-leaved forest	56
4	Sorliney	*Lilium martagon*	54.4313 N 46.0651 E	Steppificated broad-leaved forest with *Corylus avellana* in shrub layer	21
5	Oktyabrskiy	*Lilium martagon*	54.9034 N 46.2664 E	Mixed (coniferous-broad-leaved) forest	46
6	Atyashevo	*Lilium martagon*	54.5589 N 46.0825 E	Steppificated broad-leaved forest with *Corylus avellana* in shrub layer	60
7	Simkino	*Lilium martagon*	54.1863 N 46.1732 E	Moist mixed (*Pinus sylvestris* L., *Quercus robur* L., *Populus tremula*, *Betula pendula* Roth, *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn.) with *Phragmites australis* (Cav.) Steud., *Filipendula ulmaria* (L.) Maxim. in herb layer	21
8	Dalniy	*Iris aphylla*	54.4844 N 44.9913 E	Steppe slopes	96
9	Dalniy	*Iris aphylla*	54.4612 N 44.9756 E	Steppificated meadow on slopes	21
10	Ingener-Pyatina	*Iris aphylla*	54.3945 N 44.9064 E	Feather-grass meadow-steppe on slopes	38
11	Levzhenskiy	*Iris aphylla*	54.1015 N 45.0981 E	Shrub steppe on slopes	33
12	Sabur-Machkasy	*Iris aphylla*	54.5054 N 45.8670 E	Feather-grass meadow steppe on slopes	51
13	Lobaski	*Iris aphylla*	54.6664 N 45.1621 E	Feather-grass meadow steppe on slopes	47
14	Engalychevo	*Iris aphylla*	54.3114 N 46.4466 E	Feather-grass steppe on slopes near the forest	102
15	Salma	*Iris aphylla*	54.4089 N 45.1412 E	Steppificated plot on the edge of forest	84
16	Salma	*Iris aphylla*	54.4098 N 45.1374 E	Plot under artificially planted forest (*Pinus sylvestris* + *Larix sibirica* Ledeb.) cover	21
17	Smolny	*Iris aphylla*	54.7898 N 45.2314 E	Plot on the edge of forest	13
Ch	Stemasy	*Iris aphylla*	54.7901 N 46.5851 E	Feather-grass meadow steppe on slopes	31
Ul	Zhdamirovo	*Iris aphylla*	54.7060 N 46.5095 E	Feather-grass meadow steppe on slopes	60

Lilium martagon and for localities Ul and 13 for *Iris aphylla* (Tab. 2). It is easily explained by similar conditions favourable for the same plant species. In contrast, Jaccard's similarity index is extremely lower (up to 0.0) for localities different from each other. However, some localities of *Iris aphylla* are similar (Jaccard's similarity index more than 10%) to localities of *Lilium martagon* despite the differences in coenological confinement of both target species. These pairs of localities are: 2 and 15, 2 and 8, 3 and 8, 3 and 12, 2 and 14. In one case, this picture may be explained by presence of forest plants in *Iris aphylla* habitats in transitional communities – forest edges, as well as by large species number in a sample. In another case, analysed habitats may be closely located to each other (e.g., localities 3 and 12). Locality of *Iris aphylla* № 16 demonstrated high similarity with localities of *Lilium martagon* and slight similarity with localities of *Iris aphylla* except closely located habitat № 15. Although floristic composition of locality 16 is different of other localities of *Iris aphylla*, viability of species' individuals is very low

here (Senchugova *et al*., 2017). Thus, due to presence of forest species in forest edges, as well as penetration of meadow and forest-edge plants into forest communities, the same species can be found in accompanying floras of both target species.

More understandable and clear arrangement of localities was obtained using principal component analysis of mean values of environment factors revealed for studied habitats. As can be seen from Fig. 2, all these localities are distributed in two main groups with soil moisture (HD), moisture variability (FH), shadiness (LC) as most significant environment factors.

First group, called "open habitats", includes localities on steppe, steppificated and meadow slopes and forest edges. Abundant light, lower soil moisture and higher moisture variability are typical characteristics for this group as compared to localities of the second group. These are localities exclusively of *Iris aphylla*. Open habitats can be separated on three subgroups

Table 2. Jaccard's similarity index calculated for the selected localities (see Table 1).

	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	Ul	Ch
1	20.6	22.5	20.9	16.7	19.7	10.6	5.0	0.0	1.5	0.0	0.0	4.0	2.3	0.9	4.0	2.3	1.6	0.0
2		34.5	14.1	21.1	38.2	7.6	20.5	0.9	4.0	4.2	5.1	1.5	11.5	13.5	10.8	4.0	3.4	1.3
3			28.3	15.9	33.3	10.0	17.8	8.5	9.3	4.7	11.5	6.2	9.7	6.1	8.5	3.0	2.4	0.9
4				13.6	19.1	13.5	7.3	5.0	3.5	3.8	4.3	3.0	3.4	1.9	5.0	0.0	0.0	0.0
5					20.5	9.8	6.0	0.0	1.2	1.3	0.0	0.0	5.0	9.2	9.8	5.4	1.3	1.9
6						9.5	3.3	3.8	4.3	0.0	2.8	0.0	1.3	3.6	12.5	4.3	3.4	1.7
7							4.5	0.0	0.0	1.9	0.0	0.0	1.7	2.9	7.7	0.0	2.0	1.3
8								12.5	18.6	14.2	14.8	19.2	21.5	20.8	6.4	6.9	18.7	8.3
9									28.3	8.0	18.0	23.6	10.8	7.1	5.0	3.0	18.2	12.5
10										9.2	18.7	19.7	14.8	14.0	1.7	2.0	25.5	10.1
11											13.5	15.9	9.8	8.3	1.9	9.5	20.8	8.1
12												27.3	22.4	12.5	1.4	3.2	24.2	9.9
13													22.1	14.9	1.5	5.3	34.5	12.6
14														26.5	5.1	2.7	23.1	10.2
15															10.5	5.4	23.7	9.9
16																6.3	4.0	3.8
17																	10.0	2.8
Ul																		21.3

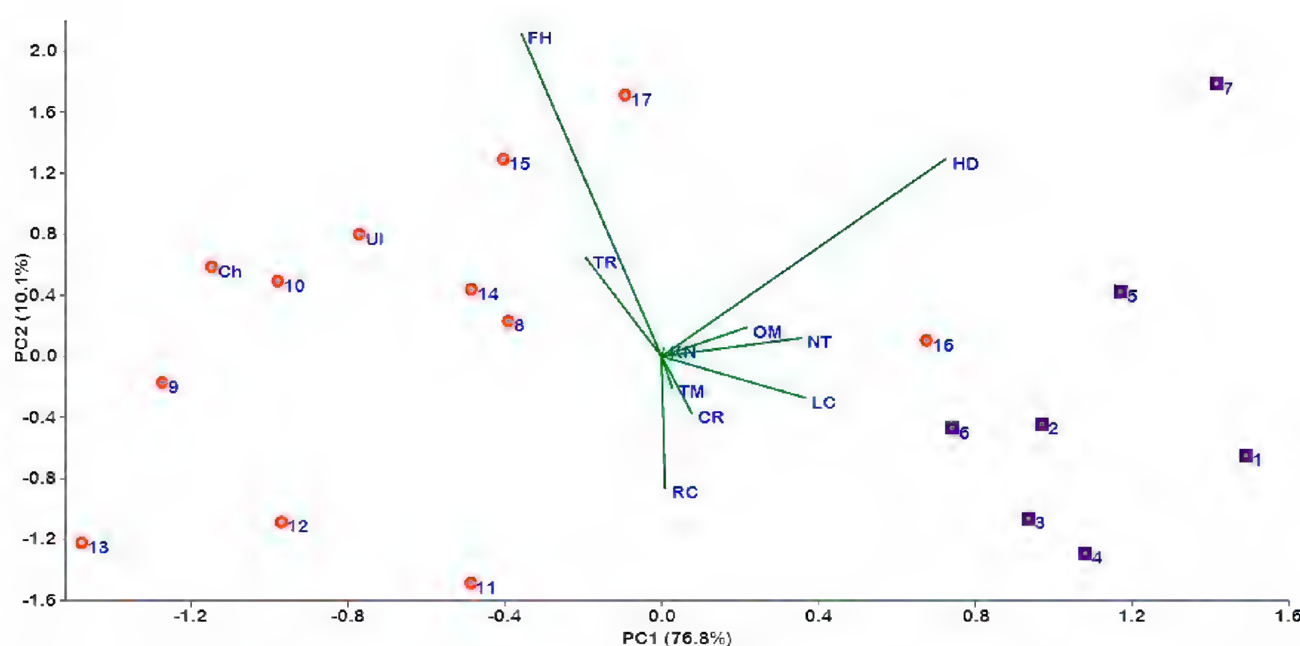


Fig. 2. Principal correspondence analysis (PCA) ordination diagram for localities of *Iris aphylla* (orange dots) and *Lilium martagon* (purple squares), based on mean environmental indicator values according to Tsyganov's ecological scale. Designations of localities are shown in Table 1.

on the basis of environmental conditions. Thus localities 11, 12, 13 characterise by dry conditions and relative higher distance from moist floodplains. Another two localities (15 and 17) are located on the top of ordination diagram. These present a group of habitats at edges of forests. Their location surrounded or on edge of forest reflects in higher moisture variability and moisture availability. Remaining habitats occupy an intermediate position between two abovementioned subgroups.

Second group can be called "afforested habitats". It includes localities of *Lilium martagon* and one (№ 16) – *Iris aphylla*. This group characterises by more shade and moist conditions, as well as lower moisture variability due to the presence of forest canopy cover. Within afforested habitats, habitat 7 is located separately due to the most moist soil conditions and higher shading. Also, localities 5 and 7 are shady habitats with moderately moist soil conditions. Remaining localities are mainly considered as steppificated light forest communities. Locality 16 of *I. aphylla* was separated to this group due to its allocation within forest community. Species' individuals had low viability here while other *I. aphylla* plants at forest edge (in several meters from them) successfully bloomed and fruited (Senchugova *et al.*, 2017).

Thus, in order to determine environment conditions of habitats typical for both target species, the phytoindication method usage able to distinguish only habitats where conditions are more or less favourable for certain plants. Otherwise, certain habitat(s) may be defined to another group and individuals of target species here may characterise by low viability.

Absence of correlation between data of similarity indices (in present study – Jaccard's index) and data of statistical analysis for environment factors may be explained by significant differences in environment conditions of studied localities of both target species, as well as transitional nature of most plant communities (forest edges). Usage of data for more or less homogenous plant communities usually provides results characterised by high correlation of similarity indices and results of statistical analyses (Havlová, 2006; Michálková, 2007; Couto *et al.*, 2016; Khapugin *et al.*, 2016b; Khapugin, 2017).

Discussion

According to our results, establishing of geographic distribution of plant species in certain region is not exclusive applying of pure floristic lists. Numerous data on species' distribution may be used (or not used) for compilation of regional floras. But the same information may be interpreted to understand coenotical confinement of each plant species taking into account as much more large sampling. Phytoindication together with statistical software are considered as the best tool to reveal and keep data of environment conditions of species and plant communities (Zare Chahouki *et al.*, 2012; Khapugin *et al.*, 2016a; Dakskobler & Surina, 2017), especially when direct measurement of environment factors is not possible.

We can distinguish most significant factors which must be taken into consideration by regional researchers during the accumulation of data to further analysis. (i) Under conditions of mosaic nature of vegetation cover, each floristic list must be fixed in each separate plant community. (ii) In order to analyse revealed floristic data, sampling should be as more as possible, because only large number of samples can provide reliable data (Kuczynski *et al.*, 2010).

(iii) Not be limited by compilation of pure floristic lists, but it is necessary to indicate the quality characteristics (e.g., projective cover for each plant species).

Acknowledgments

Authors thank to all researchers who are authors of abovementioned floristic lists over all years: Tatyana B. Silaeva, Nikolay A. Barmin, Gennadiy G. Chugunov, Igor V. Kiryukhin, Elena V. Vargot, Elena V. Pismarkina and others.

Contribution of the authors

A. K.: Conception, design, collection of data, analysis and interpretation of the results obtained, preparation of the article, & M. S.: Collection of data, analysis of the results obtained, writing of the article. All authors read the final manuscript and approved the revision.

Conflicts of interest

The authors declare not to have conflicts of interests.

Literature cited

Aguirre, Z.; B. Reyes; W. Quizhpe & A. Cabrera. 2017. Composición florística, estructura y endemismo del componente leñoso de un bosque montano en el sur del Ecuador. Arnaldoa 24 (2): 543-556. DOI: 10.22497/arnaldoa.242.24207 (In Portuguese)

Antipina, G. S. & E. L. Rokhlova. 2015. Annotated list of herbaceous introducents in South Karelia. Hortus botanicus 10: 106-148. (In Russian)

Benson, D. H. & S. C. Melrose. 1993. Floristic lists of New South Wales (IV). Cunninghamia 3 (1): 167-213.

Beltrán, H.; G. P. Vadillo & F. Palomino. 2017. Flora y vegetación de la Reserva Nacional de Calipuy, La Libertad. Arnaldoa 24(1): 267-288. DOI: 10.22497/arnaldoa.241.24111 (In Portuguese)

Bezsmertna, O. O.; O. A. Sokolenko & M. M. Peregrym. 2015. A find of *Marsilea quadrifolia* L. (Marsileaceae) in Kyiv Region. Ukraïnskyĭ botanichnyĭ zhurnal 72 (6): 555-558. DOI: 10.15407/ukrbotj72.06.555 (In Ukrainian)

Buzuk, G. N. & O. V. Sozinov. 2009. Regression analysis in phytoindication (on example of D.N. Tsyganov's ecological scales). Botany (researches): Proceedings 37: 356-362. Minsk: Pravo i ekonomika. (In Russian)

Bystriakova, N.; M. Peregrym & S. Dragićević. 2015. Effect of environment on distributions of rock ferns in the Mediterranean climate: The case of the genus *Asplenium* in Montenegro. Flora – Morphology Distribution Functional Ecology of Plants 215: 84-91. DOI: 10.1016/j.flora.2015.07.003

Couto, D. R.; A. P. Fontana; L. J. C. Kollmann; V. C. Manhães; T. M. Francisco & G. M. Cunha. 2016. Vascular epiphytes in seasonal semideciduous forest in the State of Espírito Santo and the similarity with other seasonal forests in Eastern Brazil. Acta Scientiarum. Biological Sciences 38 (2): 169-177. DOI: 10.4025/actascibiolsci.v38i2.31320

Dakskobler, I. & B. Surina. 2017. Phytosociological analysis of alpine swards and heathlands (pioneer patches) on ridges and peaks in the Julian Alps (NW Slovenia). Hacquetia 16 (1): 49-171. DOI: 10.1515/hacq-2016-0022

Didukh, Ya. P. 2011. The ecological scales for the species of Ukrainian flora and their use in synphytoindication. Kyiv, Phytosociocentre. 176 pp.

Dítě, D. & P. Elias. 2016. *Ligularia sibirica* in Slovakia. Bulletin Slovenskej botanickej spoločnosti 38 (Suppl. 1.): 57-67. (In Slovak)

Ellenberg, H.; H. E. Weber; R. Düll; V. Wirth & W. Werner. 2001. Zeigerwerte von Pflanzen in Mitteleuropa, 3., durch gesehene Aufl. Scripta Geobotanica 18: 1-261. (In German)

Ferreira, E. V. R.; A. P. N. Prata & A. A. De Mello 2013. Floristic List from a Caatinga Remnant in Poço Verde, Sergipe, Brazil. Check List 9 (6):1354-1360. DOI: 10.15560/9.6.1354

Hammer, Ø.; D. A. T. Harper & P. D. Ryan 2001. PAST: Paleontological statistics software pack-age for education and data analysis. Palaeontologia Electronica 4: 9.

Havlová, M. 2006. Syntaxonomical revision of the Molinion meadows in the Czech Republic. Preslia 78: 87-101.

Hundt, R. 1966. Ökologisch-geobotanische Untersuchung an Pflanzen der mitteleuropäischen Wiesenwegetation. Jena, Fischer Verlag. 176 S. (In German)

Jaccard, P. 1901. Étude comparative de la distribution

florale dans une portion des Alpes et du Jura. Bulletin de la Societe Vaudoise des Sciences Naturelles 37: 547-549. (In French)

Keith, D. A. 1988. Floristic lists of Mew South Wales (III). Cunninghamia (2) 1: 39-73.

Khapugin, A. A. 2016. Genus *Rosa* L. (Rosaceae Juss. nom. cons.) in the Moksha river basin: species composition, distribution, conservation. Phytodiversity of Eastern Europe 10 (2): 167-193. (In Russian)

Khapugin, A. A.; E. V. Vargot & G. G. Chugunov. 2016a. Vegetation recovery in fire-damaged forests: a case study at the southern boundary of the taiga zone. Forestry Studies 64: 39-50. DOI: 10.1515/fsmu-2016-0003

Khapugin, A. A.; G. G. Chugunov; T. B. Silaeva & E. N. Kunaeva. 2016b. *Neottianthe cucullata* (L.) Schltr. (Orchidaceae Juss.), an endangered orchid in Central Russia. Wulfenia 23: 189-202.

Khapugin, A. A. 2017. *Hieracium sylvularum* (Asteraceae) in the Mordovia State Nature Reserve: invasive plant or historical heritage of flora? Nature Conservation Research 2 (4): 40-52. DOI: 10.24189/ncr.2017.013

Khapugin, A. A.; T. B. Silaeva; E. V. Vargot & G. G. Chugunov. 2017a. IUCN guidelines using for assessment of plants from the Red Book of Russian Federation at regional level: a case study for the Republic of Mordovia (Russia). Hacquetia 16 (1): 19-33. DOI: 10.1515/hacq-2016-0012

Khapugin, A. A.; G. G. Chugunov; E. V. Vargot & T. B. Silaeva. 2017b. Vascular plants at the protected areas network of the Republic of Mordovia: present status and prospects. In: S. A. Mukul & A. Z. M. M. Rashid (eds.). Protected Areas: Policies, Management and Future Directions, pp. 203–231. USA, Nova Science Publishers, Inc.

Khapugin, A. A.; T. B. Silaeva; E. V. Vargot; G. G. Chugunov; G. A. Grishutkina; O. G. Grishutkin; E. V. Pismarkina & Ju. S. Orlova. 2017c. Estimation of taxa included in the first volume of the Red Data Book of the Republic of Mordovia (Russia) using the IUCN Red List Categories and Criteria. Nature Conservation Research 2(Suppl. 1): 164-189. DOI: 10.24189/ncr.2017.004 (In Russian)

Kuczynski, J.; Z. Liu; C. Lozupone; D. McDonald; N. Fierer & R. Knight. 2010. Microbial community resemblance methods differ in their ability to detect biologically relevant patterns. Nature Methods 7(10): 813-819. DOI: 10.1038/nmeth.1499

Landolt, E. 1977. Ökologische Zeigerwerte zur schweizer Flora – Veröff. Geobot. Inst. der Eidgen Techn. Hochschule in Zürich. H. 64. S. 1–208. (In German)

Martínez-Calderón, V. M.; M. E. Siqueiros-Delgado & J. Martínez-Ramírez. 2017. Checklist of the genus *Quercus* (Fagaceae) of Aguascalientes, México. Check List 13 (1): 2045. DOI: 10.15560/13.1.2045

Michálková, D. 2007. Diversity of dry grasslands in the Považský Inovec Mts. (Slovakia) – a numerical analysis. Hacquetia 6 (1): 61-76. DOI: 10.2478/v10028-007-0002-z

Pinheiro, M. H. O. & R. Monteiro. 2006. Contribution of Forest Species to the Floristic Composition of a Forested Savanna in Southeastern Brazil. Brazilian Archives of Biology and Technology 49(5): 763-774. DOI: 10.1590/S1516-89132006000600011

Piwowarczyk, R.; K. Ruraż & M. Panek. 2016. *Cotoneaster lucidus* (Rosaceae) – a potentially invasive species in the Góry Pieprzowe Mountains near Sandomierz. Fragmenta Floristica et Geobotanica Polonica 23 (2): 356-362. (In Polish)

Puchnina, L. V. 2017. Status of *Calypso bulbosa* and *Cypripedium calceolus* (Orchidaceae) populations in the Pinega State Nature Reserve. Nature Conservation Research 2 (Suppl. 1): 125-150. DOI: 10.24189/ncr.2017.023 (In Russian)

Ramensky, L. G. 1938. Introduction in complex soil-geobotanical in vegetation of lands. Moscow, Selkhozgiz. 620 p. (In Russian)

Ramensky, L. G.; I. A. Tsatsenkin; O. N. Chijikov & N. A. Antipin. 1956. Ekological evaluation of natural grasslands by the use of vegetation cover. Selkhozgiz, Moscow. 472 p. (In Russian)

Red Data Book of the Republic of Mordovia: in 2 vol. Vol. 1: Rare species of plants and fungi, 2nd edition. Saransk, Publisher of the Mordovia State University, 2017. 409 p. (In Russian)

Reshetnikova, T. B. & M. A. Berezutski. 2013. Specific Structure and Distribution of representatives of family sedge on anthropogenous habitats of the southern part of Volga Upland. Izvestiya of Saratov University. New Series. Series: Chemistry. Biology. Ecology 4: 86-89. (In Russian)

Rodríguez, E.; K. Monzón & E. A. Izquierdo. 2017. Catálogo de las briofitas de la región La Libertad, Perú. Arnaldoa 24 (1): 247-266. DOI: 10.22497/arnaldoa.241.24110 (In Portuguese)

Senchugova, M. A.; A. A. Khapugin & G. G. Chugunov. 2016. *Lilium martagon* L. (Liliaceae) in the Repub-

lic of Mordovia: distribution and coenotical preferences. In: Biological aspects of plants distribution, adaptation and resistance, pp. 243-246. Saransk. (In Russian)

Senchugova, M. A.; A. A. Khapugin & G. G. Chugunov. 2017. Population-based studies of *Iris aphylla* (Iridaceae), *Cephalanthera rubra* (Orchidaceae) and *Lilium martagon* (Liliaceae) on the east of the Republic of Mordovia in 2016. Proceedings of the Mordovia State Nature Reserve 18: 206-214. (In Russian)

Silaeva, T. B.; I. V. Kiryukhin; G. G. Chugunov; V. K. Levin; S. R. Mayorov; E. V. Pismarkina; A. M. Ageeva & E. V. Vargot. 2010. Vascular plants of the Republic of Mordovia (synopsis of flora). Saransk, Publisher of the Mordovia State University. 352 pp. (In Russian)

Tsyganov, D. N. 1983. Phytoindication of ecological regimes in the mixed coniferous-broad-leaved forest subzone. Moscow, Nauka. 197 pp. (In Russian)

Zare Chahouki, M. A.; F. Khojasteh & A. Tavili. 2012. Distribution of Vegetation Type according to Edaphic Properties and Topography in Iran. Polish Journal of Environmental Studies 21(4): 1071-1077.



Fig. 1. A. *Iris aphylla*; B. *Iris aphylla*; C. *Lilium martagon*.

Arnaldoa 25 (1): 87 - 104, 2018
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25105

ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Componente florístico del bosque seco, sector Bramaderos, parroquia Guachanama, cantón Paltas, suroccidente de la provincia de Loja, Ecuador

Floristic component of the dry forest, Bramaderos Sector, Guachanama Parish, Paltas Canton, southwest of the province of Loja, Ecuador

Nelson Jaramillo Díaz
Herbario Reinaldo Espinosa, Universidad Nacional de Loja, Loja, ECUADOR.
nelsjar@gmail.com

Zhofre Aguirre Mendoza
Universidad Nacional de Loja, Loja, ECUADOR

Celso Yaguana Puglla
Universidad Estatal Paulista Julio de Mezquita Filo, Botucatu, Sao Paulo, BRASIL



Recibido 8-I-2018; aceptado: 28-II-2018; publicado online: 15-III-2018; publicado impreso: 30-IV-2018.

Resumen

En el sector Bramaderos, parroquia Guachanama, provincia de Loja, Ecuador, se estudió la diversidad florística en bosque semideciduo y bosque de galería, en sus componentes arbóreo, arbustivo y herbáceo. Para el estrato arbóreo se instalaron parcelas de 20 x 20 m, registrándose individuos iguales o mayores a 10 cm de DAP, subdivididas en 3 subparcelas de 5 x 5 m para el estrato arbustivo y de 1 x 1 m para el estrato herbáceo. En el bosque semideciduo se establecieron 31 unidades de muestreo y en el bosque de galería, 18 unidades de muestreo. En el bosque semideciduo se registraron 561 árboles, que pertenecen a 24 especies, 24 géneros y 15 familias; las especies dominantes y de mayor importancia ecológica son *Ceiba trischistandra*, *Eriotheca ruizii* y *Bursera graveolens*; en el componente arbustivo, 2076 individuos correspondientes a 45 especies, 36 géneros y 16 familias; en el componente herbáceo, 1488 individuos de 44 especies, 38 géneros y 17 familias. En el bosque de galería se registraron 424 árboles, que pertenecen a 33 especies, 29 géneros y 22 familias; las especies ecológicamente importantes son: *Pisonia aculeata, Fulcaldea laurifolia, Eriotheca ruizii, Acacia macracantha* y *Ceiba trischistandra*; en el componente arbustivo, 630 individuos que pertenecen a 33 especies, 30 géneros y 16 familias, y el herbáceo con 630 individuos establecidos en 24 especies, 24 géneros y 13 familias. Existen diferencias significativas de elementos florísticos entre los dos tipos de cobertura y estos contienen una buena muestra de la diversidad florística de los bosques secos piemonatanos.

Palabras clave: Bramaderos, bosque seco del suroccidente del Ecuador, diversidad, estratos, bosque semideciduo, bosque de galería, Paltas.

Abstract

In the Bramaderos Sector, Guachanama Parish, province of Loja, Ecuador, we studied the floristic diversity in semideciduous forest and gallery forest, in its arboreal, shrub and herbaceous components. For the arboreal stratum, plots of 20 x 20 m were installed, registering individuals equal or greater than 10 cm DBH, subdivided in 3 subplots of 5 x 5 m for the shrub layer and 1 x 1 m for the herbaceous stratum. In the semideciduous forest, 31 sampling units were established, and in the gallery forest, 18 sampling units. In the semideciduous forest, 561 trees were registered, belonging to 24 species, 24 genera and 15 families; the dominant and ecologically most important species are *Ceiba trischistandra, Eriotheca ruizii* and *Bursera graveolens*; in the shrub component, 2076 individuals corresponding to 45 species, 36 genera and 16 families; in the herbaceous component, 1488 individuals of 44 species, 38 genera and 17 families. In the gallery forest, 424 trees were registered, belonging to 33 species, 29 genera and 22 families; the ecologically important species are *Pisonia aculeata, Fulcaldea laurifolia, Eriotheca ruizii, Acacia macracantha* and *Ceiba trischistandra*; in the shrub component, 630 individuals belonging to 33 species, 30 genera and 16 families, and the herbaceous with 630 individuals established in 24 species, 24 genera and 13 families. There are significant differences of floristic elements between the two types of coverage and these contain a good sample of the floristic diversity of the dry piedmont forests.

Keywords: Bramaderos, dry forest of the southwest of Ecuador, diversity, strata, semideciduous forest, gallery forest, Paltas.

Citación: Jaramillo, N.; Z. Aguirre & C. Yaguana. 2018. Componente florístico del bosque seco, sector Bramaderos, parroquia Guachanama, cantón Paltas, suroccidente de la provincia de Loja, Ecuador. Arnaldoa 25(1): 87-104. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25105

Introducción

En el Ecuador, el bosque seco representa aproximadamente el 10 % (25 030 km^2) de la superficie total y se estima que entre el 60 y 75 % del mismo ha desaparecido (Sierra *et al.*, 1999), El bosque seco se encuentra ubicado en la Zona de Endemismo Tumbesino, entre Ecuador y Perú, lo cual confiere gran importancia debido a su diversidad florística (Best & Kresler, 1995); en el Perú se localiza en la parte noroccidente y en el Ecuador en la zona costera y suroccidental de los valles interandinos.

Según Aguirre & Kvist (2005), el bosque seco se constituye en uno de los ecosistemas más amenazados, debido a la fragilidad de su ecosistema, dado por el corto periodo estacional de lluvias que presenta en el año; a las acciones de origen antrópico como la deforestación, ampliación de la frontera agrícola e incendios forestales; y al pastoreo bajo del bosque, que según Sánchez *et al.* (2003) las especies vegetales de los ecosistemas secos son apetecidas y muy nutritivas para el pastoreo del ganado caprino, bovino y porcino, la cual es la actividad económica que genera más ingresos a los pobladores locales y en la que no se invierte capital alguno, ni mano de obra para su crianza; actividad a la que se le atribuye la degradación de la vegetación del bosque debido a que los animales se alimentan de los árboles, arbustos y principalmente de las hierbas y de la regeneración natural. Estos factores han desencadenado la pérdida de la cobertura vegetal que pone en peligro otros recursos naturales como el suelo y el agua, lo cual resulta en una disminución general de las condiciones de producción, un creciente proceso de desertificación y acrecentamiento de la pobreza en la población.

Al sur del Ecuador se encuentra la provincia de Loja, la misma que presenta una variedad de ecosistemas debido a la presencia de la Cordillera de Los Andes; uno de ellos es el bosque seco, el cual ocupa el 31 % (31 400 km^2) del total de la provincia, desarrollándose sobre áreas de fuertes pendientes, en suelos pedregosos y arcillosos (Herbario LOJA *et al.*, 2001), especialmente en los cantones de Macará, Zapotillo, Sozoranga, Pindal, Puyango y parte de Paltas, especialmente en el sector Bramaderos donde se desarrolló el presente estudio.

Bramaderos se trata de una zona con condiciones climáticas secas, de vegetación semicaducifolia y caducifolia típica de bosque seco; con una topografía muy irregular, en la parte baja del río Playas con áreas de pendientes suaves, mientras que en la parte media existen pendientes pronunciadas, y en la parte alta en dirección noreste se encuentra una zona montañosa muy escarpada. En el área predominan actividades agrícolas y pecuarias a gran escala, afectando la recuperación natural del bosque y a su vez acelerando su degradación; actividades que han causado que el bosque y la vegetación natural presente en la zona de estudio, se encuentran agrupados en pequeños remanentes fragmentados, erosionados y sometidos a una fuerte presión por el cambio de uso del suelo.

De ahí la importancia del desarrollo de este estudio de caracterización la diversidad florística estratificada (arbóreo, arbustivo y herbáceo) del bosque semideciduo del Catamayo-Alamor, en dos tipos de cobertura vegetal, mediante el cálculo de parámetros estructurales como densidad, frecuencia, abundancia, dominancia, importancia ecológica y grado de amenaza de las especies endémicas que crecen y desarrollan en este lugar.

Materiales y métodos

Ubicación del área de estudio

El área de estudio se encuentra en el sector Bramaderos, parroquia Guachanama, cantón Paltas, al sur occidente de la provincia de Loja; a una altitud entre 1000 a 1400 m s.n.m (Fig. 1). De acuerdo al sistema de clasificación de los Ecosistemas del Ecuador Continental MAE (2013), la zona de estudio Bramaderos corresponde a la formación vegetal: bosque semideciduo piemontano del Catamayo-Alamor.

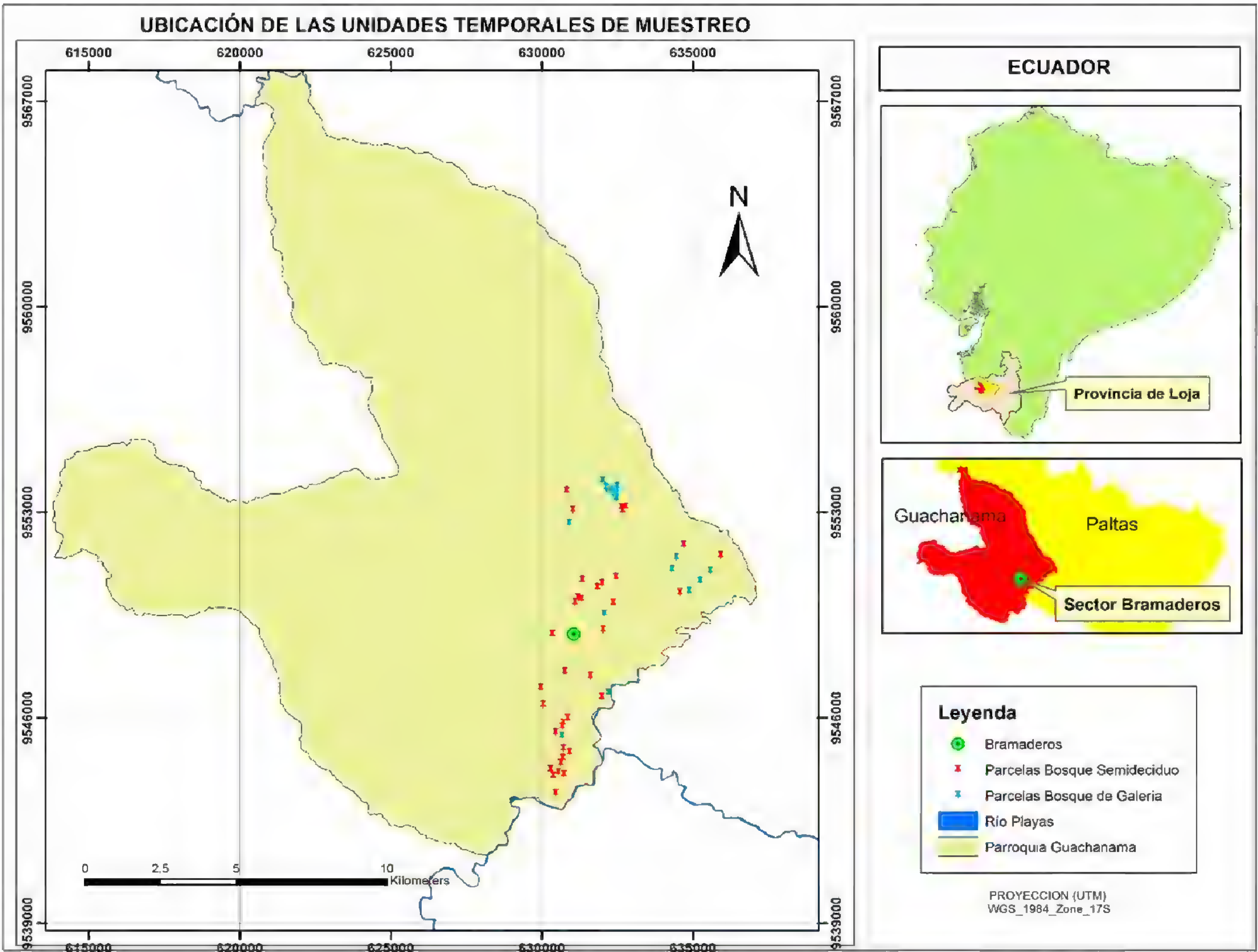


Fig. 1. Ubicación espacial de las parcelas de muestreo temporales, Sector Bramaderos, parroquia Guachanama, cantón Paltas, provincia de Loja.

Establecimiento de parcelas de muestreo

Se aplicó la metodología propuesta por Aguirre (2015), donde para el componente arbóreo de establecieron parcelas de 20 x 20 m, cada una subdividida en tres subparcelas anidadas de 5 x 5 m para arbustos y de 1 x 1 m para hierbas. Con un total de 49 parcelas temporales de muestreo (1,96 ha) instaladas, 31 parcelas se ubicaron en el bosque semideciduo y 18 parcelas en el bosque de galería, para el componente arbóreo se midieron los diámetros y alturas totales de los individuos iguales o mayores a 10 cm de DAP, mientras que para los componentes arbustivo y herbáceo se realizó el conteo del número de individuos; además de considerar los atributos botánicos de las especies para su determinación.

Análisis de la información colectada

Pese a que el ecosistema según el MAE (2013) corresponde al Bosque Semideciduo Piemontano del Catamayo-Alamor, para efectos de comprensión, levantamiento y

análisis de la información se dividió en dos tipos de cobertura forestal que son: Bosque semideciduo y Bosque de Galería.

Composición florística, diversidad y estructura de la vegetación

Los datos obtenidos de campo fueron ingresados y organizados en Microsoft ® Office Excel, 2008 para el respectivo análisis de la composición florística, la misma que fue evaluada según el número de familias, géneros y especies registradas en las unidades de muestreo de cada tipo de cobertura vegetal definida; además, se calcularon valores absolutos y relativos de los parámetros estructurales como abundancia, frecuencia, dominancia y el Índice de Valor de Importancia para el estrato arbóreo y el Simplificado para el estrato arbustivo y herbáceo, también se calculó el índice de diversidad alfa según Shannon-Wiener en base a la abundancia de las especies. Las fórmulas usadas para el cálculo de los parámetros estructurales de la cobertura bosque son las planteadas por Aguirre, (2015).

Tabla 1. Parámetros estructurales

Parámetros Estructurales	Fórmulas aplicadas
Densidad absoluta (D) # ind/m^2	$= \frac{\text{Número de individuos por especie}}{\text{Total del área muestreada}} \times 100$
Densidad Relativa (DR) %	$= \frac{\text{Número de individuos por especie}}{\text{Número total de individuos}} \times 100$
Dominancia Relativa (DmR) %	$= \frac{\text{Área basal de la especie}}{\text{Área total de las especies}} \times 100$
Frecuencia Relativa (Fr)	$= \frac{\text{Valores de frecuencia de una especie}}{\text{Valores de frecuencia de todas las especies}} \times 100$
Índice de Valor de Importancia (IVI) %	= DR + DmR + Fr
Índice de Valor de Importancia Simplificado (IVI) %	= DR + FR

Para determinar el nivel de endemismo y el grado de amenaza de las especies muestreadas en el área de estudio Bramaderos, se realizó la revisión de las especies reportadas en el Libro Rojo de las especies del Ecuador (León-Yánez, Pitman, Endara, Ulloa, Navarrete, 2011) y en la lista de especies amenazadas propuesta por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN, 2017).

Resultados

Tipos de cobertura vegetal de la zona de estudio

De acuerdo al análisis realizado en la zona de estudio Bramaderos se caracterizaron dos tipos de cobertura vegetal: bosque semideciduo y bosque de galería.

Bosque semideciduo, aquí los árboles se encuentran dispersos, con alturas entre

10 a 20 m, caracterizado por individuos de la especie *Ceiba trischistandra*; el estrato arbustivo y herbáceo con más distinción y caracterización en la época de lluvias donde crecen y desarrollan una gran cantidad y diversidad de plantas, especialmente de hábito herbáceo. Aquí el componente arbóreo alberga una gran cantidad de epifitas de la familia Bromeliaceae, de los géneros *Racinaea* M.A. Spencer, *Tillandsia* L. y *Vriesea* Lindl. El sobrepastoreo del ganado vacuno y caprino es una de las principales actividades que se desarrollan, afectando a la recuperación del remanente boscoso y acelerando el proceso de erosión del suelo especialmente en áreas de pendientes pronunciadas.

Bosque de galería o ribereño, donde la vegetación se encuentra presente en ríos y quebradas de la zona de estudio. Aquí por influencia de la humedad relativa del ambiente se dan las condiciones ideales para el desarrollo de las plantas, presentando un tipo de vegetación exuberante que se mantiene siempre verde y donde se desarrollan especies características como *Pradosia montana* y *Ficus insipida* que no se encuentran en los otros tipos de cobertura. Los elementos florísticos más comunes de vegetación en la parte baja de la zona de concesión son de la familia Nyctaginaceae, Malvaceae, Fabaceae, en cambio la parte alta con pendientes pronunciadas se encuentran elementos florísticos de las familias Sapotaceae, Moraceae, Myrtaceae, Asteraceae, Meliaceae. Presenta un dosel de hasta 15 m de altura, árboles emergentes de 20 m y un estrato arbustivo y herbáceo bien definido. Esta cobertura es de gran importancia para la provisión y regulación del recurso hídrico, especialmente para las personas asentadas en la parte baja del área de estudio donde el agua es un recurso limitado.

Caracterización florística por estratos, de la cobertura bosque semideciduo

Estrato arbóreo

El estimador de riqueza aplicado CHAO 1 con un grado de correlación de 0,83 refleja que el muestreo aplicado es confiable,

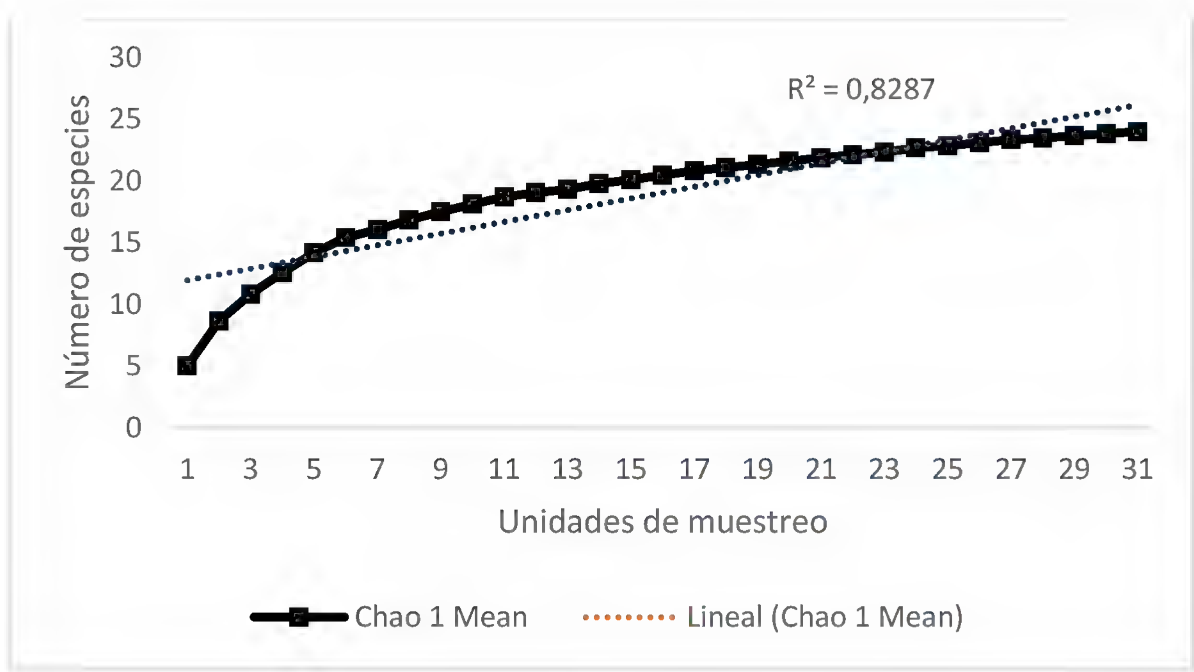


Fig. 2. Curva de acumulación de la riqueza, según el estimador no paramétrico Chao 1, para la cobertura bosque semideciduo.

donde el número de especies esperadas está en función al número de parcelas instaladas; con lo cual se determinó que con 22 parcelas se encuentra representada la diversidad de especies de la cobertura bosque semideciduo (Fig. 2).

En el sector Bramaderos, en 1,24 hectáreas representadas por 31 unidades de muestreo de la cobertura bosque semideciduo, se registraron 561 árboles iguales o mayores a 10 cm de DAP, que pertenecen a 24 especies, 24 géneros y 15 familias botánicas. Las familias más diversas son Fabaceae con 8 especies, Capparaceae y Malvaceae con 2 especies (Fig. 3).

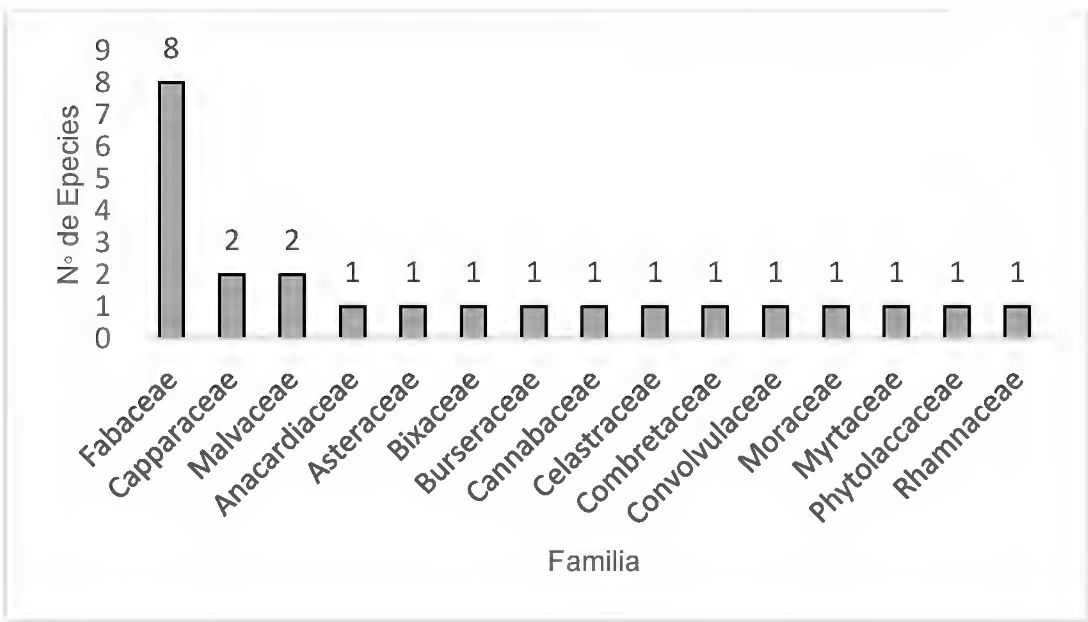


Fig. 3. Riqueza de especies de las familias botánicas del estrato arbóreo, cobertura bosque semideciduo

Los parámetros estructurales del estrato arbóreo (Tabla 2) muestran que las especies más dominantes son *Ceiba trischistandra* con el 41,63% y *Eriotheca ruizii* 33,72%, mientras que las especies ecológicamente más importantes son *Eriotheca ruizii* con el 81,32%, *Ceiba trischistandra* 57,71%, *Bursera graveolens* 26,56 % y *Acacia macracantha* 25,81 %.

Estrato arbustivo

En el estrato arbustivo se registraron 2076 individuos en 93 parcelas de 25 m^2, que pertenecen a 45 especies, 36 géneros y 16 familias botánicas, siendo las familias más diversas Asteraceae, Fabaceae y Malvaceae (6 sp.), seguido de Cactaceae (5 sp.) y Euphorbiaceae (4 sp.), como se muestra en la Fig. 4.

En la Tabla 3 se apreciar los parámetros estructurales de las especies semileñosas; sobresalen *Tecoma castanifolia* con el 30,33%, *Cordia macrocephala* 24,21%, *Croton* sp. 23,60% y *Abutilon mollissimum* 19,15%, debido a su densidad y frecuencia.

Estrato herbáceo

El estrato herbáceo registró un total de 1488 individuos en 93 parcelas de 1 m^2, que pertenecen a 44 especies, 38 géneros y 17 familias botánicas. En la Fig. 5 se muestra la diversidad de especies herbáceas por familia botánica, la familia Poaceae (8 sp.) es la más diversa, seguida de Acanthaceae (6) y Asteraceae (5).

La Tabla 4 muestra los parámetros estructurales del estrato herbáceo; las especies herbáceas frecuentes y ecológicamente más importantes son: *Tetramerium nervosum* con 28,32%,

Tabla 2. Parámetros estructurales de las especies arbóreas, de la cobertura bosque semideciduo.

Familia	Nombre Científico	Nombre Local	Ind/ha	FR (%)	DR (%)	DmR (%)	IVI (%)
Fabaceae	*Acacia macracantha* Willd.	Faique	54	10,4	12,31	3,13	25,81
Fabaceae	*Albizia multiflora* (Kunth) Barneby & J. W. Grimes	Cano Cano	2	1,5	0,54	0,29	2,31
Fabaceae	*Bauhinia weberbaueri* Harms	Pata de vaca	6	0,7	1,43	0,21	2,38
Burseraceae	*Bursera graveolens* (Kunth) Triana & Planch.	Palo Santo	64	7,4	14,63	4,52	26,56
Fabaceae	*Caesalpinia paipai* Ruiz & Pav.	Charán verde	1	0,7	0,18	0,03	0,95
Malvaceae	*Ceiba trischistandra* (A.Gray) Bakh.	Ceibo	25	10,4	5,71	41,63	57,71
Cannabaceae	*Celtis loxensis* C.C.Berg	Palo blanco	2	1,5	0,36	0,16	2,00
Bixaceae	*Cochlospermum vitifolium* (Willd.) Spreng.	Polo	13	4,4	2,85	1,70	9,00
Capparaceae	*Colicodendron scabridum* (Kunth) Seem.	Zapote de perro	2	1,5	0,36	0,14	1,97
Capparaceae	*Cynophalla flexuosa* (L.) J.Presl	Frijolillo	11	6,7	2,50	1,12	10,28
Malvaceae	*Eriotheca ruizii* (K. Schum.) A. Robyns	Pasallo	127	18,5	29,07	33,72	81,32
Fabaceae	*Erythrina velutina* Willd.	Porotillo	11	2,2	2,50	2,62	7,34
Asteraceae	*Fulcaldea laurifolia* (Bonpl.) Poir.	Guallache	2	0,7	0,54	0,06	1,34
Phytolaccaceae	*Gallesia integrifolia* (Spreng.) Harms	Palo de Ajo	2	0,7	0,36	0,23	1,33
Fabaceae	*Geoffroea spinosa* Jacq.	Almendro	5	3,0	1,07	1,08	5,11
Convolvulaceae	*Ipomoea pauciflora* M. Martens & Galeotti	Samba samba, Sonzo	29	8,9	6,60	1,69	17,18
Anacardiaceae	*Loxopterygium huasango* Spruce ex Engl.	Hualtaco	28	5,9	6,42	1,73	14,08
Moraceae	*Maclura tinctoria* (L.) D. Don ex Steud.	Sota	3	0,7	0,71	0,35	1,80
Myrtaceae	*Myrcianthes* sp.		12	0,7	2,68	0,67	4,09
Fabaceae	*Prosopis juliflora* (Sw.) DC.	Algarrobo	22	4,4	4,99	2,08	11,52
Celastraceae	*Salacia sp.*	Jabonillo	8	5,2	1,78	1,29	8,26
Fabaceae	*Senna mollissima* (Humb. & Bonpl. Ex Willd.)	Vainillo	2	0,7	0,54	0,05	1,33
Combretaceae	*Terminalia valverdeae* A.H. Gentry	Guarapo	5	2,2	1,25	1,13	4,60
Rhamnaceae	*Ziziphus thyrsiflora* Benth.	Cortezo, Ébano	3	0,7	0,71	0,35	1,80

Ind/ha: Individuos por hectárea; FR (%): Frecuencia Relativa; DR (%): Densidad Relativa; DmR (%): Dominancia Relativa; IVI (%): Índice de Valor de Importancia.

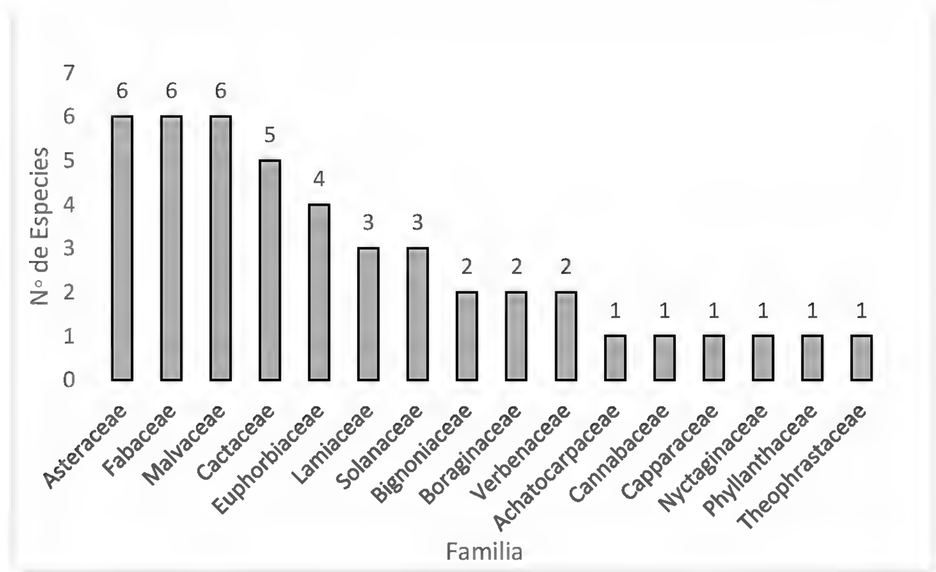


Fig. 4. Riqueza de especies por familias botánicas del estrato arbustivo, de la cobertura bosque semideciduo.

Tabla 3. Parámetros estructurales de las especies arbustivas, de la cobertura bosque semideciduo.

Familia	Nombre Científico	Nombre Local	Ind/ ha	DR (%)	FR (%)	IVI (%)
Malvaceae	*Abutilon mollissimum* (Cav.) Sweet		1191	13,20	5,96	19,15
Malvaceae	*Abutilon* sp. 2		43	0,48	1,24	1,72
Euphorbiaceae	*Acalypha padifolia* Kunth		604	6,70	2,23	8,93
Achatocarpaceae	*Achatocarpus pubescens* C.H.Wright		9	0,10	0,50	0,59
Lamiaceae	*Aegiphila* sp.		30	0,34	0,50	0,83
Cactaceae	*Armatocereus cartwrightianus* Backeb.	Cardo	30	0,34	1,24	1,58
Asteraceae	*Baccharis* sp.	Chilca	78	0,87	1,24	2,11
Asteraceae	*Barnadesia arborea* Kunth		9	0,10	0,50	0,59
Capparaceae	*Beautempsia avicenniifolia* (Kunth) Gaudich.		9	0,10	0,50	0,59
Nyctaginaceae	*Bougainvillea peruviana* Bonpl.	Buganvilla, Mercadero	96	1,06	3,72	4,78
Malvaceae	*Byttneria flexuosa* Killip		13	0,14	0,74	0,89
Cannabaceae	*Celtis iguanaea* (Jacq.) Sarg.	Cacumbo, Uva de pava	9	0,10	0,25	0,34
Cactaceae	*Cereus diffusus* (Britton & Rose) Werderm.	Soroca	48	0,53	1,24	1,77
Solanaceae	*Cestrum sp.*		30	0,34	0,99	1,33
Asteraceae	*Chromolaena roseorum* (B.L.Rob.) R.M.King & H.Rob.		4	0,05	0,25	0,30
Theophrastaceae	*Clavija euerganea* J. F. Macbr.	Huevos de Tigre	13	0,14	0,74	0,89
Fabaceae	*Clitoria brachystegia* Benth.		61	0,67	0,50	1,17
Boraginaceae	*Cordia lutea* Lam.	Overal	174	1,93	4,22	6,15
Boraginaceae	*Cordia macrocephala* (Desv.) Kunth	Negrillo	909	10,07	14,14	24,21
Euphorbiaceae	*Croton* sp.	Moshquera	1257	13,92	9,68	23,60
Cactaceae	*Espostoa lanata* (Kunth) Britton & Rose	Cardo	9	0,10	0,50	0,59
Bignoniaceae	*Fridericia dichotoma* (Jacq.) L.G.Lohmann	Tongo tongo	17	0,19	0,74	0,94
Malvaceae	*Gaya calyptrata* (Cav.9 Kunth ex K. Schum.		804	8,91	4,71	13,63
Lamiaceae	*Hyptis sidifolia* (Lhér.) Briq		78	0,87	1,24	2,11
Lamiaceae	*Hyptis* sp.	Ramoncillo	591	6,55	5,71	12,26
Euphorbiaceae	*Jatropha nudicaulis* Benth.		117	1,30	3,23	4,53
Euphorbiaceae	*Jatropha* sp.		13	0,14	0,25	0,39
Verbenaceae	*Lantana camara* L.	Lantana	74	0,82	0,99	1,81
Verbenaceae	*Lantana trifolia* L.		65	0,72	0,25	0,97
Fabaceae	*Leucaena trichodes* (Jacq.)Benth.		43	0,48	1,74	2,22
Cactaceae	*Opuntia pubescens* H.L.Wendl. ex Pfeiff.		9	0,10	0,50	0,59
Cactaceae	*Opuntia quitensis* F.A.C. Weber	Tunilla	243	2,70	2,98	5,68
Fabaceae	*Parkinsonia praecox* (Ruiz & Pav.) Hawkins		4	0,05	0,25	0,30
Malvaceae	*Pavonia sepium* A.St.-Hil.		4	0,05	0,25	0,30
Phyllanthaceae	*Phyllanthus* sp.		9	0,10	0,25	0,34
Fabaceae	*Piptadenia flava* (DC.) Benth.		52	0,58	0,99	1,57
Fabaceae	*Senna macranthera* var. *andina* (Collad.) H.S.		52	0,58	0,50	1,07
Fabaceae	*Senna* sp.		65	0,72	1,49	2,21
Solanaceae	*Solanum* sp.1		22	0,24	0,99	1,23
Solanaceae	*Solanum* sp.2		9	0,10	0,25	0,34
Bignoniaceae	*Tecoma castanifolia* (D.Don) Melch.	Lame	1461	16,19	14,14	30,33
Malvaceae	*Triumfetta althaeoides* Lam.		13	0,14	0,25	0,39
Asteraceae	*Verbesina lloensis* Hieron		474	5,25	4,47	9,72
Asteraceae	*Verbesina* sp.		161	1,78	2,48	4,26
Asteraceae	*Viguiera* sp.		17	0,19	0,50	0,69

Ind/ha: Individuos por hectárea; FR (%): Frecuencia Relativa; DR (%): Densidad Relativa; IVI (%): Índice de Valor de Importancia.

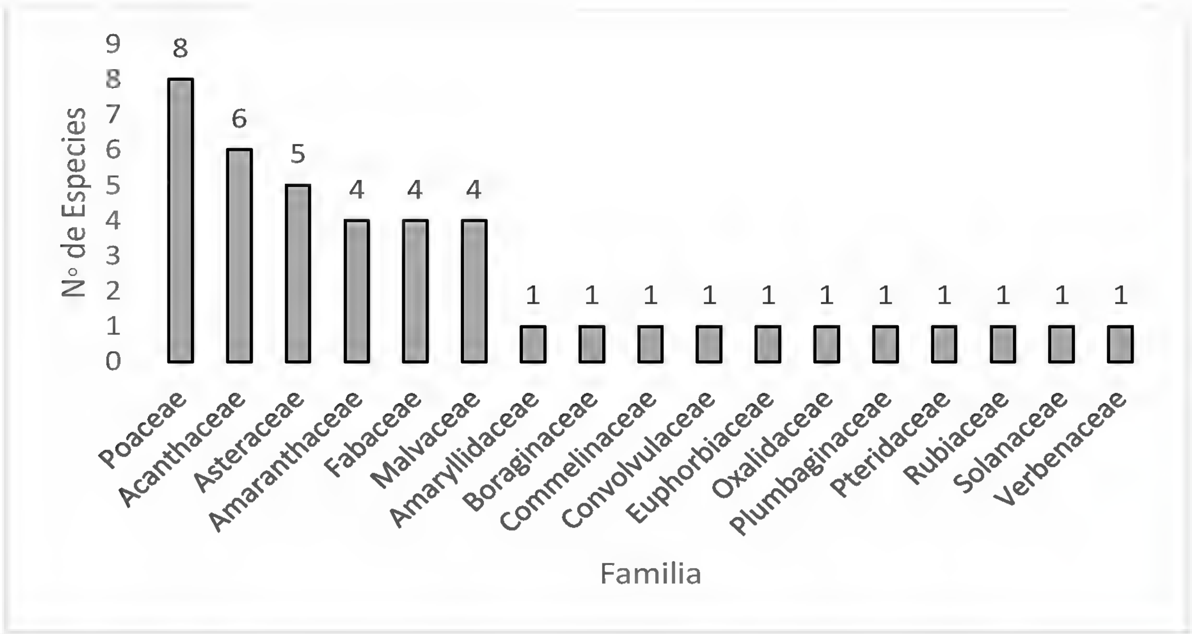


Fig. 5. Riqueza de especies por familias botánicas del estrato herbáceo, de la cobertura bosque semideciduo.

Tabla 4. Parámetros estructurales de las especies herbáceas, de la cobertura bosque semideciduo.

Familia	Nombre Científico	Nombre Local	Ind/ ha	DR (%)	Fr (%)	IVI (%)
Amaranthaceae	*Achyranthes aspera* L.	Pega pega	1613	1,01	0,58	1,59
Asteraceae	*Acmella alba* (L'Hér.) R.K.Jansen	Botón blanco	14516	9,07	9,54	18,61
Pteridaceae	*Adiantum raddianum* C. Presl	Culantrillo	7742	4,84	2,60	7,44
Amaranthaceae	*Alternanthera brasiliana* (L.) Kuntze		215	0,13	0,29	0,42
Amaranthaceae	*Althernanthera porrigens* (Jacq.) Kuntze	Moradilla	10430	6,52	8,96	15,48
Poaceae	*Bouteloua curtipendula* (Michx.) Torr.		3441	2,15	2,31	4,46
Solanaceae	*Browallia americana* L.	Trompetilla	108	0,07	0,29	0,36
Amaranthaceae	*Chamissoa altissima* (Jacq.) Kunth		108	0,07	0,29	0,36
Poaceae	*Chloris* sp.		5914	3,70	1,45	5,14
Asteraceae	*Chromolaena roseorum* (B.L.Rob.) R.M.King		1183	0,74	1,45	2,18
Commelinaceae	*Commelina* sp.		968	0,60	2,31	2,92
Fabaceae	*Desmodium procumbens* (Mill.) Hitchc.		753	0,47	1,16	1,63
Fabaceae	*Desmodium* sp. 1		1398	0,87	1,16	2,03
Fabaceae	*Desmodium* sp. 2		215	0,13	0,29	0,42
Acanthaceae	*Dicliptera paposana* Phil.	Flor morada	18495	11,56	9,54	21,10
Acanthaceae	*Dyschoriste quitensis* (Kunth) Kuntze	Flor lila	5806	3,63	2,60	6,23
Poaceae	*Enteropogon mollis* (Nees) Clayton		1505	0,94	0,58	1,52
Poaceae	*Eragrostis amabilis* (L.) Wight & Arn.		3118	1,95	0,87	2,82
Euphorbiaceae	*Euphorbia* sp.		753	0,47	1,16	1,63
Fabaceae	*Fiebrigiella* sp.	Manicillo	4839	3,02	5,49	8,52
Malvaceae	*Gaya* sp.		968	0,60	1,73	2,34
Boraginaceae	*Heliotropium rufipilum* (Benth.) I.M.Johnst.	Alacrancillo	1398	0,87	2,02	2,90
Malvaceae	*Hibiscus* sp.		1613	1,01	1,45	2,45
Convolvulaceae	*Ipomoea* sp.	Campanilla	108	0,07	0,29	0,36
Poaceae	*Lasiacis ligulata* Hitchc. & Chase		3871	2,42	2,31	4,73
Asteraceae	*Ophryosporus peruvianus* R.M.King & H.Rob.		17097	10,69	10,98	21,67
Poaceae	*Oplismenus burmanni* (Retz.) P.Beauv.		3763	2,35	2,02	4,38
Oxalidaceae	*Oxalis* sp.		108	0,07	0,29	0,36
Poaceae	*Panicum trichoides* Sw.		1613	1,01	0,58	1,59
Asteraceae	*Parthenium hysterophorus* L.	Ramirez	2043	1,28	0,87	2,14
Malvaceae	*Pavonia paludicola* Nicolson ex Fryxell	Flor rosada	430	0,27	0,87	1,14
Amaryllidaceae	*Phaedranassa* sp.		323	0,20	0,29	0,49
Plumbaginaceae	*Plumbago zeylanica* L.		538	0,34	0,87	1,20
Asteraceae	*Porophyllum* sp.	Monte wishco	108	0,07	0,29	0,36
Acanthaceae	*Ruellia floribunda* Hook.	Oreja de cuy	11075	6,92	2,89	9,81
Acanthaceae	*Ruellia* sp.		108	0,07	0,29	0,36
Poaceae	*Setaria parviflora* (Poir.) M.Kerguelen		1183	0,74	0,29	1,03
Malvaceae	*Sida acuta Burm*.f.		215	0,13	0,58	0,71
Acanthaceae	*Siphonoglossa* sp.		4516	2,82	1,45	4,27
Rubiaceae	*Spermacoce* sp.		108	0,07	0,29	0,36
Verbenaceae	*Stachytarpheta* sp.	Rabo de rata	2581	1,61	2,60	4,21
Acanthaceae	*Tetramerium nervosum* Nees		23118	14,45	13,87	28,32

Ind/ha: Individuos por hectárea; FR (%): Frecuencia Relativa; DR (%): Densidad Relativa; IVI (%): Índice de Valor de Importancia Simplificado.

Ophryosporus peruvianus, Dicliptera paposana 21% y *Acmella alba* 18,61%.

Caracterización florística por estratos, de la cobertura bosque de galería

Estrato arbóreo

En la fig. 6 se muestra la curva de acumulación de la riqueza, según el estimador no paramétrico CHAO 1 con un grado de correlación de 0.81, lo cual demuestra que con 14 parcelas se encuentra representada la diversidad de especies de la cobertura bosque de galería (Fig. 6).

En la cobertura bosque de galería, en 0,72 hectáreas representado por 18 unidades de muestreo, se registraron 424 árboles iguales o mayores a 10 cm de DAP, que pertenecen a 33 especies, 29 géneros y 22 familias botánicas; las familias más diversas (Fig. 7) son: Fabaceae (6 especies), seguida de Malvaceae (4 especies) y Moraceae (3 especies).

Los parámetros estructurales de la cobertura bosque de galería se muestran en la Tabla 5, las especies arbóreas con mayor

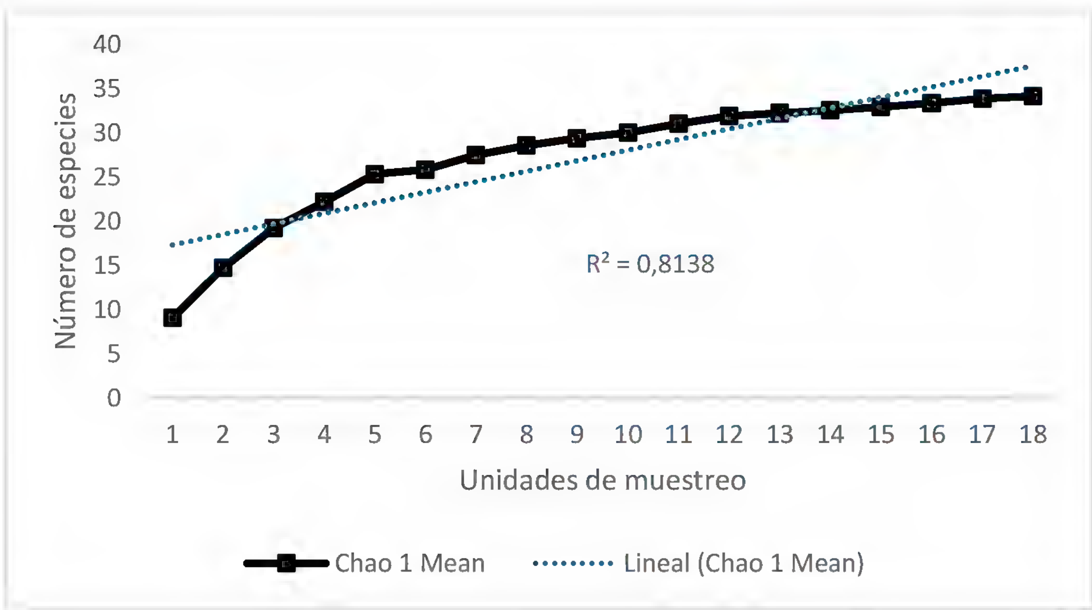


Fig. 6. Curva de acumulación de la riqueza, según el estimador no paramétrico Chao 1, para la cobertura bosque de galería.

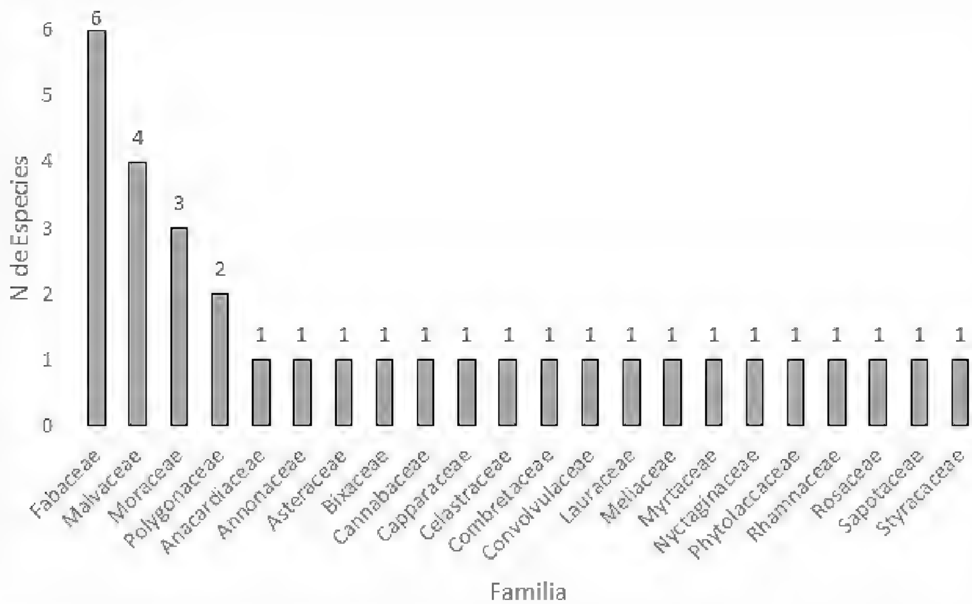


Fig. 7. Riqueza de especies por familias botánicas del estrato arbóreo, de la cobertura bosque de galería

Tabla 5. Parámetros estructurales del estrato arbóreo, de la cobertura bosque de galería.

Familia	Nombre Científico	Nombre Local	Ind/ha	FR (%)	DR (%)	DmR (%)	IVI (%)
Fabaceae	*Acacia macracantha* Willd.	Faique	53	7,32	8,96	4,18	20,45
Annonaceae	*Annona cherimola* Mill.	Chirimoyo	1	0,81	0,24	0,03	1,08
Fabaceae	*Bauhinia weberbaueri* Harms	Pata de vaca	3	0,81	0,47	0,12	1,41
Malvaceae	*Ceiba trischistandra* (A.Gray) Bakh.	Ceibo	11	4,88	1,89	23,51	30,27
Cannabaceae	*Celtis loxensis* C.C.Berg	Palo blanco	8	2,44	1,41	1,01	4,86
Polygonaceae	*Coccoloba ruiziana* Lindau		4	0,81	0,71	0,11	1,63
Polygonaceae	*Coccoloba* sp.		4	0,81	0,71	0,32	1,84
Bixaceae	*Cochlospermum vitifolium* (Willd.) Spreng.	Polo Polo	3	0,81	0,47	0,34	1,63
Capparaceae	*Cynophalla flexuosa* (L.) J. Presl	Frijolillo	18	3,25	3,07	1,03	7,35
Malvaceae	*Eriotheca ruizii* (K.Schum.) A.Robyns	Pasallo	35	9,76	5,90	20,97	36,62
Fabaceae	*Erythrina velutina* Willd.	Porotillo	4	0,81	0,71	1,18	2,71
Moraceae	*Ficus insipida* Willd.	Higueron	10	4,07	1,65	4,65	10,36
Moraceae	*Ficus obtusifolia* Kunth	Higueron	3	1,63	0,47	2,56	4,65
Asteraceae	*Fulcaldea laurifolia* (Bonpl.) Poir.	Guallache	74	6,50	12,50	2,27	21,27
Phytolaccaceae	*Gallesia integrifolia* (Spreng.) Harms	Palo de Ajo	3	1,63	0,47	0,98	3,08
Fabaceae	*Geoffroea spinosa* Jacq.	Almendro	11	3,25	1,89	2,19	7,33
Malvaceae	*Guazuma ulmifolia* Lam.	Guázimo	13	3,25	2,12	0,57	5,95
Convolvulaceae	*Ipomoea pauciflora* M. Martens & Galeotti	Samba samba	6	3,25	0,94	0,79	4,99
Fabaceae	*Machaerium millei* Standl	Cabo de hacha	28	4,88	4,72	1,32	10,91
Moraceae	*Maclura tinctoria* (L.) D.Don ex Steud.	Sota	11	3,25	1,89	1,46	6,60
Anacardiaceae	*Mauria heterophylla* Kunth		6	0,81	0,94	0,57	2,33
Myrtaceae	*Myrcianthes discolor* (Kunth) McVaugh	Arrayán	29	4,07	4,95	1,91	10,93
Malvaceae	*Ochroma pyramidale* (Cav. Ex Lam.) Urb.	Balsa	1	0,81	0,24	0,37	1,41
Lauraceae	*Ocotea* sp.	Canelo	1	0,81	0,24	0,07	1,12
Nyctaginaceae	*Pisonia aculeata* L.	Pego pego	140	8,94	23,82	7,71	40,47
Sapotaceae	*Pradosia montana* T.D.Penn.	Luzumbe	32	3,25	5,42	5,81	14,48
Fabaceae	*Prosopis juliflora* (Sw.) DC.	Algarrobo	11	2,44	1,89	2,86	7,18
Rosaceae	*Prunus* sp.		4	0,81	0,71	0,63	2,15
Celastraceae	*Salacia* sp.	Jabonillo	7	3,25	1,18	0,88	5,31
Styracaceae	*Styrax subargenteus* Sleumer	Saguilamo	6	1,63	0,94	0,71	3,28
Combretaceae	*Terminalia valverdeae* A.H. Gentry	Guarapo	35	5,69	5,90	6,69	18,27
Meliaceae	*Trichilia* sp.		1	0,81	0,24	0,24	1,29
Rhamnaceae	*Ziziphus thyrsiflora* Benth.	Cortezo, ébano	14	2,44	2,36	1,97	6,76

Ind/ha: Individuos por hectárea; FR (%): Frecuencia Relativa; DR (%): Densidad Relativa; DmR: Dominancia Relativa; IVI (%): Índice de Valor de Importancia.

densidad son: *Pisonia aculeata* con 140 ind/ha, *Fulcaldea laurifolia* y *Acacia macracantha* (53). Las especies ecológicamente más importantes por su densidad, dominancia y frecuencia son: *Pisonia aculeata* con el 40,47%, *Eriotheca ruizii* 36,62% y *Ceiba trischistandra* 30,27%.

Estrato arbustivo

Se registraron 630 individuos en 54 parcelas de 25 m^2, que pertenecen a 33 especies, 30 géneros y 16 familias; las familias más diveras son: Fabaceae (6 especies), Malvaceae (5 especies) y Asteraceae (4 especies), como se muestra en la Fig. 8.

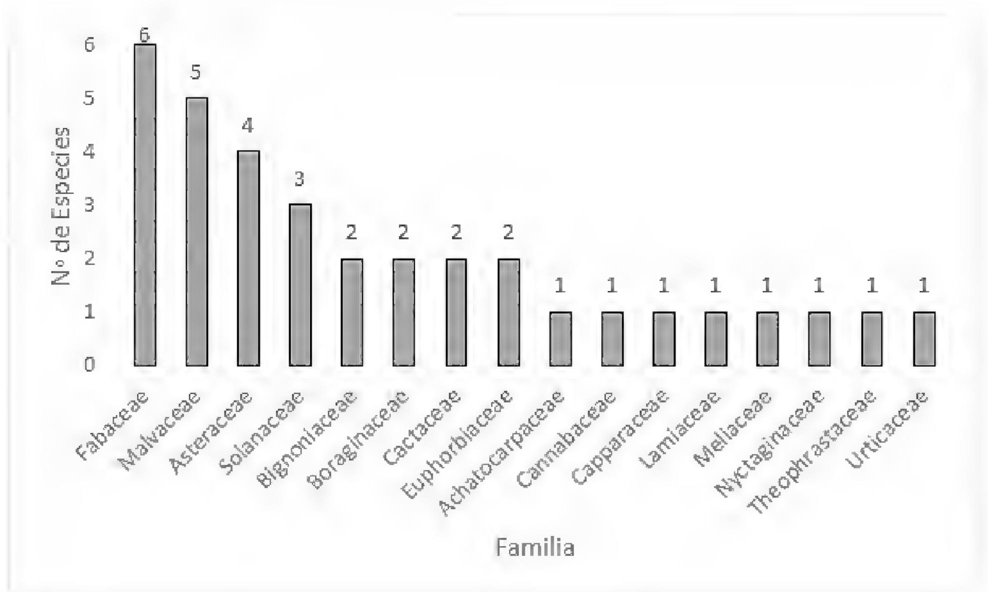


Fig. 8. Riqueza de especies por familias botánicas del estrato arbustivo, de la cobertura bosque de galería

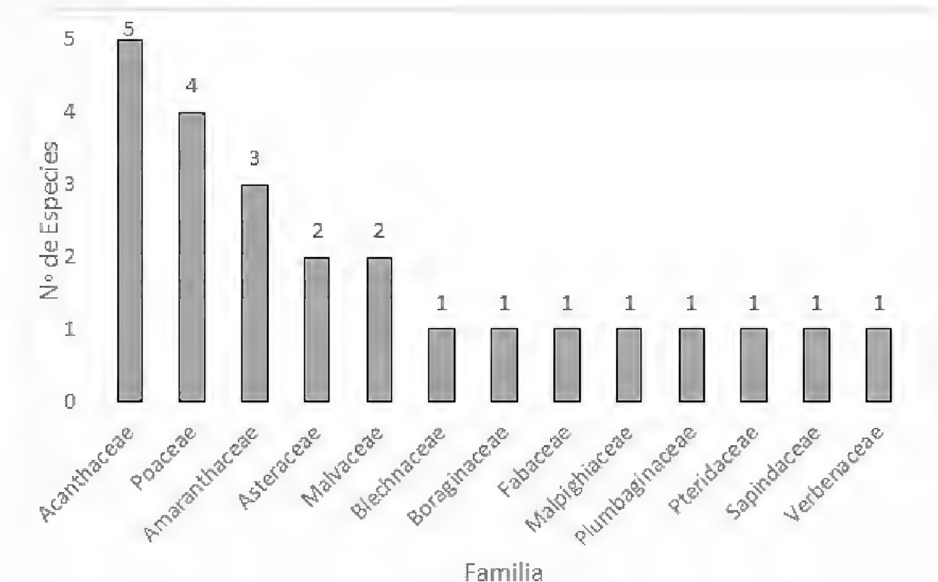
Tabla 6. Parámetros estructurales de las especies arbustivas, de la cobertura bosque de galería.

Familia	Nombre Científico	Nombre Local	Ind/ha	DR (%)	FR (%)	IVI (%)
Malvaceae	*Abutilon mollissimum* (Cav.) Sweet	Cosa cosa	89	1,90	3,16	5,06
Malvaceae	*Abutilon* sp. 1		193	4,13	2,63	6,76
Malvaceae	*Abutilon* sp. 2		370	7,94	8,95	16,88
Euphorbiaceae	*Acalypha padifolia* Kunth		356	7,62	5,79	13,41
Achatocarpaceae	*Achatocarpus pubescens* C.H.Wright	Chulicaspi	237	5,08	6,84	11,92
Asteraceae	*Barnadesia arborea* Kunth		170	3,65	4,21	7,86
Fabaceae	*Bauhinia aculeata* L.	Pata de vaca	74	1,59	1,58	3,17
Nyvtaginaceae	*Bougainvillea peruviana* Bonpl.	Buganvilla	67	1,43	4,21	5,64
Fabaceae	*Calliandra taxifolia* (Kunth) Benth.		7	0,16	0,53	0,69
Solanaceae	*Capsicum* sp.		15	0,32	1,05	1,37
Cannabaceae	*Celtis iguanaea* (Jacq.) Sarg.	Cacumbo	22	0,48	1,58	2,06
Solanaceae	*Cestrum* sp.		67	1,43	2,63	4,06
Theophrastaceae	*Clavija euerganea* J. F. Macbr.		193	4,13	4,21	8,34
Fabaceae	*Clitoria brachystegia* Benth.		37	0,79	1,58	2,37
Boraginaceae	*Cordia lutea* Lam.	Overal	7	0,16	0,53	0,69
Boraginaceae	*Cordia macrocephala* (Desv.) Kunth	Negrillo	230	4,92	4,21	9,13
Euphorbiaceae	*Croton* sp.	Moshquera	852	18,25	14,21	32,46
Capparaceae	*Cynophalla* sp.		7	0,16	0,53	0,69
Cactaceae	*Echinopsis pachanoi* (Britton & Rose) Friedrich & G.D.		15	0,32	1,05	1,37
Malvaceae	*Gaya calyptrata* (Cav.9 Kunth ex K. Schum.	Cosa cosa	148	3,17	2,11	5,28
Lamiaceae	*Hyptis* sp.		274	5,87	3,68	9,56
Fabaceae	*Leucaena trichodes* (Jacq.)Benth.		7	0,16	0,53	0,69
Asteraceae	*Lycoseris trinervis* (D.Don) S.F.Blake		104	2,22	1,05	3,27
Bignoniaceae	*Mansoa* sp.		30	0,63	0,53	1,16
Cactaceae	*Opuntia quitensis* F.A.C. Weber	Tunilla	15	0,32	0,53	0,84
Fabaceae	*Piptadenia flava* (DC.) Benth.		74	1,59	2,63	4,22
Maliaceae	*Schmardea microphylla* (Hook.) H. Karst. Ex Mull. Hal.		148	3,17	2,63	5,81
Solanaceae	*Solanum* sp. 1		44	0,95	0,53	1,48
Bignoniaceae	*Tecoma castanifolia* (D.Don) Melch.	Lame	185	3,97	5,26	9,23
Malvaceae	*Triumfetta althaeoides* Lam.		52	1,11	0,53	1,64
Urticaceae	*Urera* sp. 1		74	1,59	1,05	2,64
Asteraceae	*Verbesina* sp.		496	10,63	8,95	19,58
Fabaceae	*Viguieranthus alternans* (Benth.) Villiers		7	0,16	0,53	0,69

Ind/ha: Individuos por hectárea; FR (%): Frecuencia Relativa; DR (%): Densidad Relativa; IVI (%): Índice de Valor de Importancia Simplificado.

En la Tabla 6 se muestran los parámetros estructurales del estrato arbustivo, las especies que presentan mayor densidad son: *Croton* sp. (852 ind/ha), *Verbesina* sp. (496), *Abutilon* sp. (2 370) y *Acalypha padifolia* (356), siendo estas las más frecuentes y ecológicamente las más importantes

Fig. 9. Riqueza de especies por familias botánicas del estrato herbáceo, de la cobertura bosque de galería



Estrato herbáceo

En el estrato herbáceo se registraron 630 individuos en 54 parcelas de 1 m^2, que pertenecen a 24 especies, 24 géneros y 13 familias botánicas. Las familias más diversas son Acanthaceae (5 especies), Poaceae (4 especies) y Amaranthaceae (3 especies).

Tabla 7. Parámetros estructurales del estrato herbáceo, de la cobertura bosque de galería.

Familia	Nombre Científico	Nombre Local	Ind/ha	DR (%)	Fr (%)	IVI (%)
Amaranthaceae	*Achyranthes aspera* L.	Pega pega	24259	16,07	12,79	28,86
Asteraceae	*Acmella alba* (L'Hér.) R.K.Jansen	Botón blanco	1296	0,86	2,91	3,77
Pteridaceae	*Adiantum raddianum* C. Presl	Culantrillo	13148	8,71	10,47	19,18
Amaranthaceae	*Althernanthera porrigens* (Jacq.) Kuntze	Moradilla	22593	14,97	8,72	23,69
Blechnaceae	*Blechnum occidentale* L.		5000	3,31	1,74	5,06
Amaranthaceae	*Chamissoa altissima* (Jacq.) Kunth		9074	6,01	4,65	10,66
Poaceae	*Chloris* sp.	Pasto blanco	926	0,61	0,58	1,19
Acanthaceae	*Dicliptera paposana* Phil.	Flor morada	6481	4,29	6,40	10,69
Acanthaceae	*Dyschoriste quitensis* (Kunth) Kuntze	Flor lila	12593	8,34	5,23	13,58
Poaceae	*Enteropogon mollis* (Nees) Clayton		926	0,61	2,33	2,94
Fabaceae	*Fiebrigiella* sp.	Manicillo	2407	1,60	4,07	5,66
Malvaceae	*Gaya* sp.		7407	4,91	4,65	9,56
Boraginaceae	*Heliotropium rufipilum* (Benth.) I.M.Johnst.	Alacrancillo	6111	4,05	4,65	8,70
Malpighiaceae	*Heteropteris* sp.		926	0,61	0,58	1,19
Malvaceae	*Hibiscus* sp.		556	0,37	1,16	1,53
Poaceae	*Lasiacis ligulata* Hitchc. & Chase		5926	3,93	2,91	6,83
Asteraceae	*Ophryosporus peruvianus* R.M.King & H.Rob.		5926	3,93	6,40	10,32
Poaceae	*Oplismenus burmanni* (Retz.) P.Beauv.		7407	4,91	5,81	10,72
Plumbaginaceae	*Plumbago zeylanica* L.		2407	1,60	0,58	2,18
Acanthaceae	*Ruellia floribunda* Hook.	Oreja de cuy	741	0,49	1,16	1,65
Sapindaceae	*Serjania* sp.		556	0,37	0,58	0,95
Acanthaceae	*Siphonoglossa* sp.		3333	2,21	1,74	3,95
Verbenaceae	*Stachytarpheta* sp.	Rabo de rata	926	0,61	0,58	1,19
Acanthaceae	*Tetramerium nervosum* Nees		10000	6,63	9,30	15,93

Ind/ha: Individuos por hectárea;

FR (%): Frecuencia relativa;

DR (%): Densidad relativa;

IVI (%): Índice de valor de importancia simplificado.

En la Tabla 7 se muestran los parámetros estructurales del estrato herbáceo; las especies de mayor densidad son: *Achyranthes aspera* (24259 ind/ha), *Alternanthera porrigens* (22593), *Adiantum raddianum* (13148) y *Dyschoriste quitensis* (12593); además de ser las especies herbáceas más abundantes y ecológicamente más importantes.

Índice de diversidad de Shannon-Wiener para las coberturas bosque semideciduo y bosque de galería.

El índice de diversidad de Shannon para la cobertura bosque semideciduo es de 2,4 considerándolo como una diversidad baja; mientras para la cobertura bosque de galería refleja un valor de 2,9 considerando a la vegetación de este tipo de cobertura con una diversidad media (Tabla 8).

Tabla 8. Diversidad alfa para cada tipo de cobertura vegetal presente en el bosque semideciduo piemontano del Catamayo-Alamor.

Tipo de cobertura	Índice de Shannon-Wiener	Significancia
Bosque semideciduo	2,4	Diversidad baja
Bosque de galería	2,8	Diversidad media

Tabla 9. Especies endémicas identificadas en el área de estudio y su categoría de amenaza, hábito de crecimiento y el tipo de cobertura donde se encuentran.

Familia	Especie	Nombre local	Categoría de Amenaza	Hábito de Crecimiento	Cobertura Vegetal
Sapotaceae	*Pradosia montana* T.D.Penn.	Luzumbe	VU	Árbol	BGal
Asteraceae	*Fulcaldea laurifolia* (Bonpl.) Poir.	Guallache	--	Árbol	BSem - BGal
Cactaceae	*Armatocereus cartwrightianus* Backeb.	Cardo	LC	Arbusto	BSem
Cactaceae	*Espostoa lanata* (Kunth) Britton & Rose	--------	LC	Arbusto	BSem
Cactaceae	*Opuntia quitensis* F.A.C. Weber	Tunilla	LC	Arbusto	BSem
Cactaceae	*Opuntia pubescens* H. L. Wendl. ex Pfeiff.	Corondilla	LC	Arbusto	BSem
Euphorbiaceae	*Jatropha nudicaulis* Benth.	--------	EN	Arbusto	BSem
Fabaceae	*Senna macranthera* (DC. Ex Collad.) H. S.	--------	LC	Arbusto	BSem
Fabaceae	*Clitoria brachystegia* Benth.	--------	EN	Arbusto	BSem
Malvaceae	*Byttneria flexuosa* Killip	--------	EN	Arbusto	BSem

VU: Vulnerable; LC: Preocupación menor; BSem: Bosque semideciduo, BGal: Bosque de galería.

Endemismo

Se determinaron de diez especies endémicas bajo la categoría de amenaza, de éstas, 2 son especies arbóreas y 8 arbustivas. Además de la especie *Fulcaldea laurifolia* de la familia Asteraceae es una especie rara, con endemismo compartido con el Perú (Tabla 9).

Discusión

La cobertura vegetal bosque semideciduo (BSem) y bosque de galería (BGal) presentes en la zona de estudio tienen diferencias significativas tanto en su estructura y composición florística; si bien el BGal con 33 especies, 29 géneros y 22 familias botánicas refleja un mayor número de especies, que lo caracteriza por su vegetación exuberante que se mantiene siempreverde debido a la acción de la humedad; en cambio el BSem con una vegetación característica que responde a cambios estacionales, que en época de lluvias se presenta verde y en época de estiaje pierde casi la totalidad de su follaje, presenta una menor riqueza de especies, con un total de 24 especies, 24 géneros y 15 familias.

Al analizar la composición florística del bosque semideciduo piemontano del Catamayo-Alamor presente en el sector Bramaderos, se registró un total de 142 especies, 125 géneros y 61 familias botánicas, de las cuales 40 son arbóreas, 56 arbustivas y 46 herbáceas, esta riqueza es mayor a la reportada por Armijos & Villena (2009) en el Valle de Casanga, los cuales establecen 117 especies, 99 géneros y 44 familias, divididas en 18 arbóreas, 17 arbustivas y 14 herbáceas; en cambio Aguirre & Delgado (2005) reportan 70 especies, 57 géneros y 33 familias entre árboles y arbustos en los Bosques Secos de Cerro Negro-Cazaderos datos similares a los obtenidos en este estudio; mientras que en el estudio realizado por Muñoz *et al.* (2014) en la quinta Experimental el Chilco el número de especies y familias resulta relativamente bajos, debido a que ellos reportan 21 especies arbóreas divididas en 14 familias. Cabe recalcar que Gentry (1992) menciona que la riqueza puede incrementar o disminuir según el tamaño de las parcelas.

Las familias arbóreas más importantes en el bosque seco semideciduo fueron: Fabaceae, Capparaceae, Malvaceae y Moraceae, las cuales coincidieron con las familias reportadas (Gentry, 1995; Choque, 2007; Paredes, 2008; Yaguana & Aguirre, 2014; Muñoz *et al.*, 2014). Las especies arbóreas que dominaron en las parcelas evaluadas fueron: *Ceiba trichistandra, Erioteca ruizii, Bursera graveolens, Acacia macracantha, Ipomoea paucifolia, Loxoterigium huasango, Fulcaldea laurifolia, Pisonia aculeata* y *Terminalia valcerdae* coinciden con los estudios realizados por (Aguirre *et al.*, 2001; Cabrera *et al.*, 2002; Aguirre & Kvist, 2005; Yaguana & Aguirre, 2014) en el bosque seco.

Leal-Pinedo y Linares-Palomino (2005) en los bosques secos de la Reserva de Biosfera del Noroeste (Piura y Tumbes), en 16 parcelas de una hectárea, obtuvo valores de diversidad de Shannon-Wiener que oscilan entre 1,17 y 3,03; Granda & Guamán (2006) en los sectores de La Ceiba y Algodonal registraron 4,16 y 3,55; Armijos & Villena (2009) en un estudio en el valle de Casanga reportaron 3,87. Al comparar los índices de diversidad de Shannon-Wiener con los registrados en el bosque semideciduo con valor de 2,4 demuestra una diversidad baja; mientras que en el bosque de galería se registra un valor de 2,8 que indica una diversidad media.

Conclusiones

Las familias botánicas más diversas del estrato arbóreo, presentes en la zona

de estudio son Fabaceae, Capparaceae, Malvaceae y Moraceae. Y las familias botánicas con mayor número de especies en el estrato arbustivo son: Asteraceae, Cactaceae, Euphorbiaceae, Fabaceae y Malvaceae. Y para el estrato herbáceo las familias más diversas son: Acanthaceae, Amaranthaceae, Asteraceae y Poaceae.

En la cobertura bosque semideciduo las especies ecológicamente más importantes del estrato arbóreo son *Eriotheca ruizii* "pasallo", *Ceiba trischistandra* "ceibo", *Bursera graveolens* "palo santo" y *Acacia macracantha* "faique"; en el arbustivo: *Tecoma castanifolia, Cordia macrocephala, Croton* sp. y *Abutilon mollissimum*; en el herbáceo: *Tetramerium nervosum, Ophryosporus peruvianus, Dicliptera paposana* y *Acmella alba*.

Las especies ecológicamente más importantes de la cobertura bosque de galería, en el estrato arbóreo son: *Pisonia aculeata* "pego pego", *Eriotheca ruizii* "pasallo", *Ceiba trischistandra* "ceibo" y *Fulcaldea laurifolia* "guallache"; en el estrato arbustivo: *Croton* sp., *Verbesina* sp., *Abutilon* sp. y *Acalypha padifolia*; y en el herbáceo: *Achyranthes aspera, Alternanthera porrigens, Adiantum raddianum* y *Dyschoriste quitensis*

Los dos tipos de cobertura vegetal estudiados presentan una interesante muestra de la diversidad florísticas de los bosques secos piemontanos del sur del Ecuador, pese a los presiones antrópicas que soporta; y deben ser objetos de conservación.

Agradecimientos

Al Herbario LOJA y a los moradores del sector Bramaderos, especialmente a los guías de campo quienes ayudaron al levantamiento de la información para el desarrollo de esta investigación.

Contribución de los autores

N. J.: Trabajos de levantamiento de la información en campo, identificación de muestras botánicas, organización de la base de datos y tabulación. Análisis de datos y escritura del manuscrito original. Z. A.: Organización de los trabajos para levantamiento de la información de campo, correcciones del manuscrito hasta la versión final. C. Y.: Apoyo en cálculos necesarios para el artículo y revisión del manuscrito original.

Conflicto de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses

Literatura citada

Aguirre, Z. 2015. Métodos para Medir la Biodiversidad. Universidad Nacional de Loja, Ecuador. 69 pp.

Aguirre, Z.; E. Cueva; B. Merino; W. Quizhpe & A. Valverde. 2001. Evaluación ecológica rápida de la vegetación en los bosques secos de La Ceiba y Cordillera Arañitas, provincia de Loja. En: Vázquez, M. A., J. F. Freire y L. Suárez (Eds.). Biodiversidad en los bosques secos del sur-occidente de la provincia de Loja. EcoCiencia, Ministerio del Ambiente, Herbario LOJA y Proyecto Bosque seco, Quito. Ecuador.

Aguirre, Z. & T. Delgado. 2005. Vegetación de los bosques secos de Cerro Negro-Cazaderos, occidente de la provincia de Loja. En: Vázquez, M. A., J. F. Freire y L. Suárez (Eds.). Biodiversidad en los bosques secos de la zona de Cerro Negro-Cazaderos, occidente de la provincia de Loja: un reporte de las evaluaciones ecológicas y socioeconómicas rápidas. EcoCiencia, Ministerio del Ambiente y Proyecto Bosque Seco. Quito, Ecuador.

Aguirre, Z. & P. Kvist. 2005. Composición florística y estado de conservación de los bosques secos del sur-occidente del Ecuador. Lyonia. Volumen 8 (2): 41-67.

Aguirre, Z. & N. Aguirre. 1999. Guía práctica para realizar estudios de comunidades vegetales. Herbario Loja # 5. Departamento de Botánica y Ecología de la Universidad Nacional de Loja., Ecuador. 30 p.

Armijos, J. & A. Villena. 2009. Composición Florística y Etnobotánica de la Vegetación Natural del Valle de

Casanga, de la provincia de Loja. Tesis de Ing. Forestal. Loja, Ecuador. Universidad Nacional de Loja. Facultad Agropecuaria y de Recursos Naturales Renovables. p 55.

Best, B. & M. Kessler. 1995. Biodiversity and Conservation in Tumbesian Ecuador and Perú. Birdlife Internacional. Cambridge. UK. 218 p.

Cabrera, O.; Z. Aguirre; W. Quizhpe & R. Alvarado. 2002. Estado actual y perspectivas de conservación de los bosques secos del suroccidente ecuatoriano. Pp. 65-78 En: Z Aguirre, J. E. Madsen, E. Cotton & H. Balslev (eds.). Botánica Austroecuatoriana. Estudios Sobre los Recursos Vegetales en las Provincias de El Oro, Loja y Zamora Chinchipe. Editorial Aya Yala, Quito.

Choque, D. 2007. Composición florística y uso tradicional de especies en el bosque seco del PN y AMNI Madidi, Apolo, provincia Franz Tamayo. Tesis de Grado. Facultad de Agronómica. Universidad Mayor de San Andrés. La Paz, Bolivia

Gentry, A. H. 1992. Tropical forest biodiversity: distributional patterns and their conservational signifi-canse. Oikos, 63, 19-28. doi: 10.2307/3545512.

Gentry, A. 1995. Diversity and floristic composition of neotropical dry forest. En S. Bullock, E. Medina, y H. Mooney (Eds.), Tropical deciduous forest ecosystems (pp. 116-194). Cambridge, Cambridge University Press.

Granda, V. & S. Guamán. 2006. Composición florística, estructura, y etnobotánica del bosque seco Algodonal, Lyonia. 10 (2): 37-46

Herbario LOJA, UNISIG, CINFA. 2001. Zonificación y determinación de los tipos de bosque seco en el suroccidente de la provincia de Loja. Informe Final. Herbario LOJA – Proyecto Bosque Seco, Universidad Nacional de Loja, Ecuador. 144 pp.

IUCN. 2017. The IUCN Red List of Threatened Species: Versión 2017-3 Prepared by the IUCN Species Survival Comision. IUCN, Gland, Cambridge. Recuperado de http://www.iucnredlist.org

Jørgensen, P. & S. León-Yánez (Eds.). 1999. Catalogue of Vascular Plants of Ecuador. Missouri Botanical Garden. San Louis, Missouri. USA.

Leal-Pinedo, J. M. & R. Linares-Palomino. 2005. Los Bosques Secos de la Reserva de Biosfera del Noroeste (Perú): Diversidad Arbórea y Estado de Conservación/The dry forests of the Biosphere Reserve of Northwestern (Peru): Tree diversity and conservation status. Caldasia, 195-211.

León-Yánez, S.; R. Valencia; N. Pitman; L. Endara; C. Ulloa Ulloa & H. Navarrete (Eds.). 2011. Libro rojo de las plantas endémicas del Ecuador, 2ª edn. Publicaciones del Herbario QCA, Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Quito.

MAE (Ministerio del Ambiente del Ecuador). (2013). Sistema de Clasificación de los Ecosistemas del Ecuador Continental, Subsecretaria del Patrimonio Natural, Proyecto Mapa de Vegetación. Quito, Ecuador.

Muñoz, J.; S. Erazo & D. Armijos. 2014. Composición florística y estructura del bosque seco de la quinta experimental "El Chilco" en el suroccidente del Ecuador. Cedamaz, 4 (1): 53-61.

Paredes, S. 2008. Composición, Estructura y Biomasa del Bosque Semideciduo Andino del Valle Del Rio San Juan, Parque Nacional MADIDI. Tesis de Grado. Facultad de Agronomía, Universidad Mayor de San Andres. La Paz, Bolivia.

Sánchez, O.; Z. Aguirre & B. Merino. 2003. Caracterización de la vegetación forrajera en los bosques secos (Zapotillo y Macará) en la provincia de Loja. Proyecto Bosque Seco SNV/UNL. Loja, Ecuador

Sierra, R.; C. Cerón; W. Palacios & R. Valencia. 1999. Propuesta preliminar de un sistema de clasificación de vegetación para el Ecuador Continental. Proyecto INEFAN/GEF – BIRF y EcoCiencia, Quito, Ecuador.

The Plant List. 2013. Versión 1.1. Recuperado de http://www.theplantlist.org

Tropicos - Home. Missouri Botanical Garden. 2017. Recuperado de http://www.tropicos.org

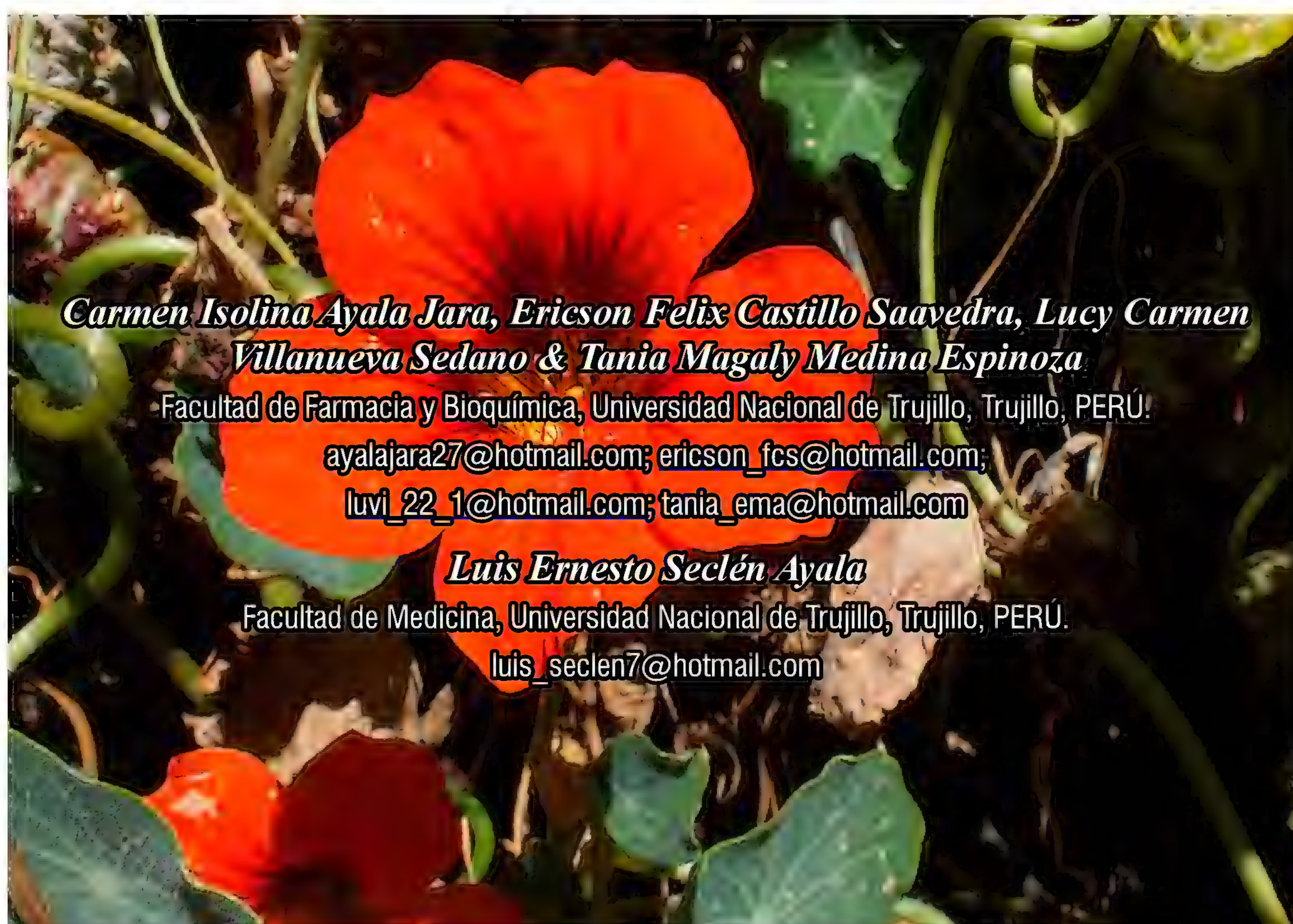
Yaguana, C. & Z. Aguirre. 2011. Caracterización florística de tres valles secos interandinos de la región sur del Ecuador. Escuela Superior Politécnica Nacional, Herbario Loja. Quito, Ecuador.

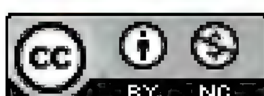
Yaguana, C. & Z. Aguirre. 2014. Riqueza florística del Centro de Investigación El Chilco región tumbesina, Ecuador. Bosque Latitud Cero, 4: 31-38

Arnaldoa 25 (1): 105 - 114, 2018
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25106
ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Desarrollo y efecto antimicótico *in vitro* de una crema de *Tropaeolum majus* L. (Tropaeolaceae) sobre *Trichophyton rubrum* (Arthrodermataceae)

Development and antifungal *in vitro* effect of a *Tropaeolum majus* L. (Tropaeolaceae) cream on *Trichophyton rubrum* (Arthrodermataceae)


Carmen Isolina Ayala Jara, Ericson Felix Castillo Saavedra, Lucy Carmen Villanueva Sedano & Tania Magaly Medina Espinoza
Facultad de Farmacia y Bioquímica, Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, PERÚ.
ayalajara27@hotmail.com; ericson_fcs@hotmail.com;
luvi_22_1@hotmail.com; tania_ema@hotmail.com
Luis Ernesto Seclén Ayala
Facultad de Medicina, Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, PERÚ.
luis_seclen7@hotmail.com



Recibido: 10-I-2018; aceptado: 20-II-2018; publicado online: 15-III-2018; publicado impreso: 30-IV-2018.

Resumen

El estudio estuvo orientado en desarrollar una crema a base de flores de *Tropaeolum majus* L. (Tropaeolaceae) y evaluar su efecto *in vitro* en cepas de *Trichophyton rubrum* (Arthrodermataceae). Se obtuvo el extracto estandarizado de las flores, luego se determinó la concentración mínima inhibitoria (CMI) y la concentración mínima fungicida (CMF); se diseñó y elaboró la formulación de la crema y se evaluó su efecto antifúngico *in vitro*, usando como patrón la crema de isoconazol al 1%. Para determinar diferencia significativa en ambas cremas, se compararon los halos de inhibición obtenidos mediante la prueba "t" de Student con un nivel de significancia estadística de 0,05. La CMI fue de 1,8 g/mL y la CMF fue de 1,9 g/mL; en el estudio de preformulación de excipientes con el extracto estandarizado de *Tropaeolum majus* no ocurrieron cambios. Los controles de calidad organolépticos, fisicoquímicos y microbiológicos de la crema antimicótica coincidieron con las especificaciones establecidas. Se logró desarrollar la crema antimicótica con calidad farmacéutica; la evaluación del efecto *in vitro* en cepas de *Trichophyton rubrum*, con halos de inhibición semejantes de 33,15 + 3,26 mm, demuestran que tiene efecto antimicótico similar a la crema patrón de isoconazol al 1%.

Palabras clave: crema antimicótica, *Tropaeolum majus*, *Trichophyton rubrum*.

Abstract

The study was aimed to develop a flower-based cream of *Tropaeolum majus* L. (Tropaeolaceae) and to evaluate its in vitro effect on *Trichophyton rubrum* (Arthrodermataceae) strains. The standardized extract of the flowers was obtained, then the minimum inhibitory concentration (MIC) and minimum fungicide concentration (MFC) were determined; the cream formulation was designed and elaborated and its antifungal in vitro effect was evaluated, using isoconazole 1% cream as standard. To determine significant difference in both creams, we compared the obtained inhibition halos by Student's t-test with a level of statistical significance of 0.05. The MIC was 1.8 g/mL and the MFC was 1.9 g/mL; in the study of preformulation of excipients with the standardized extract of *Tropaeolum majus* there were no changes. The organoleptic, physicochemical and microbiological quality controls of the antifungal cream matched with the established specifications. We could develop the antifungal cream with pharmaceutical quality; the evaluation of the in vitro effect on *Trichophyton rubrum* strains, with inbibition halos of 33.15 + 3.26 mm, shows that it has an antifungal effect similar with the standard cream isoconazole 1%.

Keywords: antifungal cream, *Tropaeolum majus*, *Trichophyton rubrum*.

Citación: Ayala, C.; E. Castillo; L. Villanueva; T. Medina & L. Seclén. 2018. Desarrollo y efecto antimicótico *in vitro* de una crema de *Tropaeolum majus* L. (Tropaeolaceae) sobre *Trichophyton rubrum* (Arthrodermataceae). Arnaldoa 25(1): 105-114. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25106

Introducción

La dermatofitosis representa la micosis superficial causada por un grupo heterogéneo de hongos que tienen la capacidad de invadir tejidos queratinizados de hombres y animales, los géneros comúnmente involucrados en estas infecciones son *Trichophyton*, *Microsporum* y *Epidermophyton*. A nivel mundial se estima que aproximadamente el 20-25% de la población es afectada por esta patología. En la región Amazonas, este problema presenta la mayor incidencia de las infecciones superficiales micóticas, respecto al Perú la dermatomicosis más frecuente es la onicomicosis con un 43,6% y el agente patógeno de mayor prevalencia es el *Trichophyton rubrum* con un 33,2%, siendo el responsable de las principales consultas

médicas por micosis en el pie, ingle y uñas (Bejar *et al.*, 2014; Pires *et al.*, 2014; Uribe & Cardona, 2013).

Los dermatofitos actualmente muestran respuesta ante los anti fúngicos en el mercado; no obstante el tratamiento para estas patologías es prolongado, ocasionando un elevado gasto en el sector salud de todos los países; por lo que, la necesidad de encontrar nuevas fuentes de alternativas terapéuticas es indiscutible, frente a esta situación el uso de productos naturales ha surgido como respuesta a este problema, entre ellos, el uso de plantas medicinales, que contienen diversidad química y actividad biológica para combatir enfermedades (Biasi *et al.*, 2016).

Tropaeolum majus es un cultivo originario de los andes de Sudamérica perteneciente a la familia Tropaeolaceae, planta anual o perenne, posee hojas orbiculares, ligeramente lobulado o peltadas con el limbo entero, fuertemente divididas con una notable venación, tienen de 4 a 10 cm de diámetro; largos pecíolos, encogidos en espiral. Pétalos enteros, unguiculados, los tres inferiores más angostos, con las uñas laciniadas. Flores tubulares rojizas, anaranjadas o amarillas, abiertas al final en forma de trompeta, de 3 a 4 cm de diámetro; cáliz amarillento, prolongado hacia atrás en un espolón de 2 a 3 cm de largo; fruto subcarnoso, de 1 - 1,5 cm de diámetro, globoso, con tres ángulos redondeados (Arellano *et al.*, 2015; Sánchez *et al.*, 2003).

Según la literatura esta planta presenta propiedades antibacterianas, antiinflamatorias, antisépticas y antifúngicas, debido a que posee dentro de su composición química a flavonoides como quercetina, isoquercetina, luteína, kaempferol, zeaxantina, ácido clorogénico, taninos, sales minerales, ácido oxálico, espilantol. Compuestos de azufre: glucotropaeolósido que es un heterósido sulfurado o también llamado glucosinolato que es el responsable del sabor picante de la planta, y se descompone en isocianato de bencilo o glucotropaeolina que posee propiedades antibióticas, expectorantes. Las hojas contienen ácido ascórbico e isoquercitrósido. Las flores contienen helenina, mirosina. Además, posee pigmentos: la sorbusina y carotenoides, resinas, pectinas (Aguilar *et al.*, 2017; Arellano *et al.*, 2015).

En este contexto, se planteó el desarrollo de una crema antimicótica a base del extracto estandarizado de flores de *Tropaeolum majus* L. (Tropaeolaceae) y evaluación de su efecto *in vitro* en cepas de *Trichophyton rubrum* (Arthrodermataceae).

Material y métodos

Material

Se utilizó como material de estudio 100 g de flores color rojo semillas de *Tropaeolum majus* obtenidos de la prov. Otuzco, región La Libertad, Perú; cepas clínicas de *Trichophyton rubrum,* e Isoconazol al 1 % en crema por 20 g

Método

Para la obtención de extracto hidroalcohólico estandarizado se trabajó con flores exclusivamente de color rojo, para tal fin se procedió a seleccionar las flores en buen estado, luego se dejó secar a temperatura ambiente por 21 días, protegido de la luz, después se realizó la molienda durante 2 minutos, obteniéndose un índice de finura de 2,2; luego se colocó en etanol al 80%, se mezcló y se dejó en reposo durante 1 semana, con agitación diaria de un lapso de 10 minutos; transcurrido el tiempo indicado, se colocó en un agitador magnético durante 01 hora, seguidamente se

procedió a centrifugar a 4000 rpm durante 20 minutos, después se filtró y almaceno a 4°C. Se realizaron los controles de calidad respectivos en muestras del extracto.

La determinación de la concentración mínima inhibitoria (CMI) y concentración mínima fungicida (CMF) del extracto estandarizado de flores de *T. majus* fue realizada en el Laboratorio de Microbiología de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de Trujillo (Bernal *et al.*, 2005; Thomson *et al.*, 2011).

Respecto a la composición de la crema, se utilizó el extracto estandarizado de flores de *T. majus*, excipientes y conservantes. Los excipientes utilizados fueron de uso generalizado para esta forma farmacéutica. La crema obtenida se preservó de la luz en frascos opacos debido a la fotosensibilidad del extracto de flores de *T. majus* (Martini, 2005).

En el estudio de preformulación, se colocó el extracto en proporciones adecuadas con cada uno de los excipientes de la formulación. Se envasaron en botellas de polietileno blancas con válvula de dispensación de 4 cc previamente esterilizadas, y se colocaran a temperatura ambiente por un mes, valorando aspectos organolépticos y pH. Las determinaciones se realizaron a tiempo 0, 7, 15 y 30 días (Gómez *et al.*, 1998).

El control de calidad de la crema a base de flores de *T. majus* consideró las características organolépticas (aspecto, color y olor); evaluación de la sensación en piel; nivel de acidez y ensayos de estabilidad (Bezada *et al.*, 2016).

Respecto a la estabilidad, la crema elaborada se sometió a estudios acelerados de estabilidad en estufa a 40ºC durante 8 días y luego en refrigerador a 4ºC por un período de tiempo igual; para observar signos de inestabilidad (cremado, ruptura, entre otros). También, se observaron muestras a temperatura ambiente durante 3 meses, valorando aspectos organolépticos y pH. Las determinaciones se realizaron a tiempo 0, 7 y 15 días, primer, segundo y tercer mes (Gómez *et al.*, 1998; Rodríguez *et al.*, 1996).

El control microbiológico se realizó en el Laboratorio de Microbiología de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de Trujillo, mediante el método de recuento de microorganismos mesófilos aerobios totales (Gómez *et al.*, 1998; Thomson *et al.*, 2011).

Finalmente, después de todos los estudios respectivos antes, durante y después de la elaboración de la crema a base de flores de *T. majus*, se procedió a la evaluación de su efecto *in vitro* en cepas de *T. rubrum* en el Laboratorio de Microbiología de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de Trujillo.

Para la evaluación del efecto *in vitro* de la crema a base de *T. majus* sobe cepas de *Trichophyton rubrum* se utilizaron tablas de distribución de frecuencia bidimensional con sus valores absolutos y relativos; así mismo se utilizaron indicadores como la media y desviación estándar para obtener los resultados de la investigación. Para determinar si existe diferencia en cada una de las cremas a base de *T. majus* y la crema antimicótica de Isonocazol al 1%, se compararon los halos de inhibición obtenidos en milímetros mediante la prueba "t" de Student con un nivel de significancia estadística de 0,05. Los datos fueron procesados con ayuda de una hoja de cálculo Excel y el software statistic VER 22 (Cano *et al.*, 2008; Rodríguez *et al.*, 1996).

Resultados y discusión

En el estudio de preformulación se evaluó la posibilidad de interacción entre el extracto de *Tropaeolum majus* y los componentes de la formulación en ensayo (Tabla 1), observándose que no ocurrieron cambios en los parámetros analizados. La influencia de los excipientes en la estabilidad física del producto aportó datos valiosos y necesarios para seleccionar la formulación final.

Tabla 1. Interacción de los excipientes con el extracto de flores de *Tropaeolum majus.*

Mezclas	pH				Características Organolépticas			
	0 días	7 Días	15 días	30 días	0 días	7 días	15 días	30 días
Extracto+ excipiente 1	5,4	5,5	5,5	5,5	No se aprecian cambios			
Extracto+ excipiente 2	5,3	5,3	5,2	5,2	No se aprecian cambios			
Extracto+ excipiente 3	6,1	6,2	6,1	6,2	No se aprecian cambios			
Extracto+ excipiente 4	6,3	6,4	6,4	6,4	No se aprecian cambios			
Extracto+ excipiente 5	5,1	5,2	5,1	5,2	No se aprecian cambios			
Extracto+ excipiente 6	5,1	5,2	5,1	5,2	No se aprecian cambios			

Los excipientes utilizados para la elaboración de la crema son de uso generalizado para esta forma farmacéutica. El control de calidad de la crema terminada se realizó por evaluación de sus características organolépticas, pH, estabilidad térmica y control microbiológico (Bezada *et al.*, 2016; Gómez *et al.*, 1998). En el análisis de la evaluación de la sensación al aplicar en la piel, no se observaron fenómenos de irritación o inflamación, lo que le proporciona buena tolerancia en la piel, y se le atribuiría a la presencia de fenoles totales, flavonoides y taninos (Arellano *et al.*, 2015; Cano *et al.*, 2008; Thomson *et al.*, 2011). En este sentido, las flores de "mastuerzo" (*Tropaeolum majus* L.) se constituye en una alternativa de uso en la industria farmacéutica, a un costo accesible a la población y con potencial efecto terapéutico.

Para el control de calidad de la formulación se llevó a cabo el análisis de los parámetros fisicoquímicos característicos de este tipo de formulación (Tablas 2, 3 y 4), encontrándose dentro de las especificaciones aceptables.

Tabla 2. Control de calidad organoléptica de la crema a base de flores de *Tropaeolum majus.*

Característica organoléptica	Atributo
Aspecto	Homogéneo
Olor	Sui géneris
Color	Rosado claro
Textura	Suave

Los ensayos de estabilidad mostraron que no existe variación en las características organolépticas de la formulación tanto en estufa, refrigeración y a temperatura ambiente. Los excipientes utilizados en el desarrollo de esta formulación, proporcionan al producto la máxima estabilidad de acuerdo a los resultados de los ensayos realizados (Tablas 3 y 4).

Tabla 3. Control del nivel de acidez y características organolépticas de la crema a base de flores de *Tropaeolum majus* durante tres meses.

Crema de *Tropaeolum majus*	pH	Características Organolépticas
0 días	5,45	No se aprecian cambios
7 días	5,45	No se aprecian cambios
15 días	5,46	No se aprecian cambios
1 mes	5,46	No se aprecian cambios
2 meses	5,46	No se aprecian cambios
3 meses	5,46	No se aprecian cambios

El pH no sufrió un decrecimiento a los 3 meses de formulada, pero dentro de los límites propuestos, con muy bajos valores de desviación estándar, lo cual avala la precisión de la determinación. El pH resultante en la crema viene dado fundamentalmente por el sistema *buffer* formado entre la forma disociada y no disociada, especies en equilibrio en la formulación. Ambos son insolubles en la fase acuosa, pero la forma base lo es aún más, por lo que, se encuentra en estado sólido o en mayor proporción disuelta en la fase oleosa, con la cual tiene mayor afinidad. Por esta razón, durante el almacenamiento, la tendencia es a que la concentración disminuya en fase acuosa (Calzadilla *et al*., 2014).

Tabla 4. Ensayos de estabilidad térmica de la crema a base de flores de *Tropaeolum majus*

Crema de *Tropaeolum majus*	Estufa 40ºC (8 días)	Refrigerador 4ºC (8 días)
Cremado	No se aprecian cambios	---
Ruptura	---	**No se aprecian cambios**

El control microbiológico de la crema realizado mediante el recuento total de bacterias aerobias mesófilas viables, fue en promedio de 4 UFC/ g de la crema (Tabla 5).

Tabla 5. Control microbiológico de recuento de microorganismos mesófilos aerobios totales de la crema a base de flores de *Tropaeolum majus*

Muestras analizadas	Límites de aceptabilidad máximo	Promedio de UFC/g
10	5 x 10^2 UFC/g ó ml.	4

Los ensayos del control de calidad de la crema elaborada se realizaron según regulaciones actuales vigentes en el país, obteniéndose resultados satisfactorios, que aseguran la obtención final de un producto de calidad farmacéutica (Bezada *et al*., 2016).

En cuanto a la evaluación *in vitro* de la formulación desarrollada, se observó efecto similar a la crema usada como patrón (Isoconazol al 1%), debido a la semejanza del promedio de los halos de inhibición de 33,15 + 3,26 mm frente a las cepas de *Trichophyton*

rubrum. Los datos obtenidos motivarían a continuar con esta investigación a nivel clínico; siendo la eficacia y la seguridad los parámetros que se evalúan en el desarrollo de medicamentos.

En la actualidad, existen investigaciones sobre la efectividad de cremas formuladas a base del extracto hidroalcohólico de las flores y hojas de *T. majus* en cepas de *Trichophyton mentagrophytes*, que utilizaron el modelo animal "cuy" como prototipo para el tratamiento de la dermatomicosis (Bezada *et al*., 2016). De la misma forma, otro estudio determinó el efecto *in vitro* del extracto etanólico de *Tropaeolum majus* sobre cepas de *Trichophyton mentagrophytes* a concentraciones de 0,1%; 0,2%; 0,3%; 0,35% y 0,4% (Aguilar *et al*., 2017).

Conclusiones

La evaluación *in vitro* de la crema de *Tropaeolum majus* L. (Tropaeolaceae) desarrollada sobre cepas de *Trichophyton rubrum* (Artrodermataceae), demostró que tiene efecto antimicótico similar a la crema de isoconazol al 1% utilizada como patrón debido a la presencia de halos de imbibición semejante de 33,15 + 3,26 mm, no existiendo diferencia significativa; lo que permite concluir que es una potencial alternativa de tratamiento para las micosis de la piel producidas por la cepa estudiada; no obstante, se recomienda seguir con el estudio en animales de experimentación, para posteriormente realizar un ensayo clínico y demostrar su efecto antimicótico y brindar a la comunidad un nuevo fitomedicamento.

Contribución de los autores

C. A. & E. C.: Concepción, revisión crítica del proyecto y aprobación de la versión final. L. S.: Recolección de datos, análisis de datos, revisión crítica del texto. L.V. & T. M.: Análisis, interpretación de los datos, revisión crítica del texto.

Conflictos de interés

Los autores declaran no tener conflictos de interés.

Literatura citada

Aguilar, D.; S. Avalos; P. Rojas; I. Marquillo & M. Ayala. 2017. Efecto del extracto etanólico de *Tropaeolum majus* "mastuerzo" sobre la micosis inducida por *Trichophyton mentagrophytes* en *Rattus norvegicus*. Acta Med Perú 34(3):196-202.

Arellano, K.; J. Herrera; M. Solano; C. Espinoza; N. Veliz & W. Orihuela. 2015. Evaluación de los compuestos fenólicos y capacidad antioxidante de tres colores de pétalos de mastuerzo (*Tropaeolum majus* L.). Rev. Soc. Quím. Perú 81 (4): 319-327.

Bejar, V.; F. Villanueva; J. Guevara; S. González; G. Vergaray; E. Abanto; K. Napám; L. Velásquez & S. Vergaray. 2014. Epidemiología de las dermatomicosis en 30 años de estudio en el Instituto de Medicina Tropical Daniel A Carrión, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima, Perú. An Fac Med. 75 (2):167-172

Bernal, A.; J. Zamora; G. Virgen & R. Nuño. 2005. Actividad biológica *in vitro* de extractos de *Lupinus spp*. sobre hongos fitopatógenos. Rev. mex. fitopatol. 23 (2):140-146.

Bezada, S.; F. Ramírez; J. Ruiz; J. Guevara; F. Carcelén. 2016. Evaluación del extracto hidroalcohólico de "mastuerzo" (*Tropaeolum majus*) en formulación crema para el tratamiento de la dermatomicosis causada por *Trichophyton mentagrophytes* en el "cuy" (*Cavia porcellus*). Rev. Per. Quím. Ing. Quím. 19(1): 55-61.

Biasi, R.; F. Demitto; R. Ribeiro; M. Assunção; L. Lira; T. Estivalet; L. Baeza & S. Yamada. 2016. Antifungal potential of plant species from Brazilian Caatinga against dermatophytes. Rev Inst Med Trop Sao Paulo 58: 18.

Calzadilla, W.; S. Moreno; O. García; E. Besada & Y. Suárez. 2014. Estabilidad de la crema reformulada de nitrato de miconazol al 2 %. Rev Cubana Farm 48 (4): 562-572.

Cano, C.; P. Bonilla; M. Roque & J. Ruiz. 2008. Actividad antimicótica *in vitro* y metabolitos del aceite esencial de las hojas de *Minthostachys mollis* (muña). Rev. perú. med. exp. salud publica 25 (3): 298-301.

Gómez, M.; M. López & G. García. 1998. Diseño de una formulación antimicótica. Rev Cubana Farm 32 (1): 13-20.

Martini, M. 2005. Introducción a la Dermofarmacia y a la Cosmetología. España: Acribia, S. A. 2005.

Pires, C.; N. Cruz; A, Lobato; P. Sousa; F. Carneiro & A. Mendes. 2014. Clinical, epidemiological, and therapeutic profile of dermatophytosis. An Bras Dermatol. 89 (2):259-265.

Rodríguez, A.; M. León; A. Hernández & J. Junco. 1996. Actividad antifúngica *in vitro* de una crema de *Plantago major* L. Rev Cubana Plant Med 1 (3): 9-12.

Sánchez, P.; P. Gil & D. Sánchez. 2003. Las plantas silvestres. Los remedios históricos dermatológicos. Med Cutan Iber Lat Am 31 (5): 337-346.

Thomson, P.; S. Anticevic; B. Rodríguez & V. Silva. 2011. Actividad antifúngica y perfil de seguridad del producto natural derivado del aceite de maravilla ozonizado (AMO3) en dermatofitos. *Rev. chil. Infectol* 28 (6): 512-519.

Uribe, M. & N. Cardona. 2013. Mecanismos de adherencia e invasión de dermatofitos a la piel. Rev CES Med 27 (1): 67-75.



Fig. 1. ***Tropaeolum majus*** **L.** A. Rama florífera; B. Flor en antésis en vista interna; C. Flor en vista lateral mostrando espolón nectarífero. (Fotografías de *S. Leiva*, HAO).

Arnaldoa 25 (1): 115 - 126, 2018
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25107
ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Desarrollo de una crema de hojas de *Piper aduncum* L. (Piperaceae) con actividad fotoprotectora *in vitro*

Development of a cream of leaves of *Piper aduncum* L. (Piperaceae) with photoprotective activity *in vitro*

Wily Edgardo Alayo Mendoza, Ramiro Fiestas Jacinto,
Carmen Isolina Ayala Jara & Ericson Felix Castillo Saavedra
Facultad de Farmacia y Bioquímica, Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, PERÚ.
wily.quimico@gmail.com; ramirofiestas1@gmail.com;
ayalajara27@hotmail.com; ericson_fcs@hotmail.com



Recibido: 10-I-2018; aceptado: 20-II-2018; publicado online: 15-III-2018; publicado impreso: 30-IV-2018.

Resumen

El presente trabajo tuvo como finalidad desarrollar una crema a base del extracto hidroalcohólico de hojas de *Piper aduncum* (Piperaceae) y evaluar su actividad fotoprotectora *in vitro*. La primera etapa del estudio se inició con la recolección de las hojas de *Piper aduncum* "matico" del jardín botánico de plantas medicinales "Rosa Elena de los Ríos Martínez" de la Facultad de Farmacia y Bioquímica, Universidad Nacional de Trujillo, por el método de herborización. La elaboración de la formulación se inició con la obtención del extracto por el método de percolación usando como solvente etanol de 70° GL y, luego, se determinó la concentración, para el posterior diseño de la crema y los respectivos controles organolépticos y fisicoquímicos. En la segunda etapa, se determinó la actividad fotoprotectora *in vitro* de la crema por método espectrofotométrico en la región de la radiación ultravioleta tipo B (UVB) de 290-320 nm. Respecto a los resultados, se obtuvo una concentración de 48,6 mg de extracto seco/mL, la crema desarrollada de tipo O/A tuvo aspecto homogéneo, con un factor de protección solar (FPS) de 2,29. Se concluye que la crema fotoprotectora solar desarrollada a base de extracto hidroalcohólico de las hojas de *Piper aduncum* tiene un nivel de fotoprotección bajo según la clasificación de organismos internacionales.

Palabras clave: *Piper aduncum*, factor de protección solar, extracto, crema.

Abstract

The purpose of this work was to develop a cream based on the hydroalcoholic extract of *Piper aduncum* (Piperaceae) leaves and to evaluate its photoprotective activity in vitro. The first stage of the study began with the collection of leaves of *Piper aduncum* "matico" from the botanical garden of medicinal plants "Rosa Elena de los Rios Martinez" of the Faculty of Pharmacy and Biochemistry, National University of Trujillo, by the method of herborization . The preparation of the formulation began with obtaining the extract by the percolation method using ethanol solvent 70° GL and, then, the concentration was determined, for the subsequent design of the cream and the respective organoleptic and physicochemical controls. In the second stage, the in vitro photoprotective activity of the cream was determined by spectrophotometric method in the region of ultraviolet radiation type B (UVB) of 290-320 nm. Regarding the results, a concentration of 48.6 mg of dry extract/mL was obtained, the developed O/A cream had a homogeneous appearance, with a sun protection factor (SPF) of 2.29. It is concluded that the sunscreen cream developed from the hydroalcoholic extract of leaves of *Piper aduncum* has a low level of photoprotection according to the classification of international organisms.

Keywords: *Piper aduncum*, sun protection factor, extract, cream.

Citación: Alayo, W.; R. Fiestas; C. Ayala & E. Castillo. 2018. Desarrollo de una crema de hojas de *Piper aduncum* L. (Piperaceae) con actividad fotoprotectora *in vitro*. Arnaldoa 25(1): 115-126. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25107

Introducción

En la actualidad, las personas requerimos de la radiación solar, pero la exposición sin la protección adecuada puede tener efectos muy perjudiciales a corto como a largo plazo; puede ocasionar manchas en la piel, arrugas, alteración a nivel del ácido desoxirribonucleico y a largo tiempo cáncer cutáneo o tumoraciones superficiales (López, 2007).

La radiación solar incide sobre la superficie terrestre como radiación visible, calor y radiación ultravioleta; todas éstas esenciales para la vida. La radiación ultravioleta (UV) es de diferentes tipos y varía según sus longitudes de onda, clasificándose como UVA, UVB y UVC;

y ésta última es bloqueada por el ozono atmosférico y no llega a la tierra, la de tipo B alcanza las primeras capas de la piel (epidermis) y la de tipo A es la de mayor penetración (dermis) (Ministerio de Salud de Chile, 2011).

El rango comprendido entre 315 y 400 nm corresponde a la radiación UVA; es la parte menos energética de la radiación y responsable de la pigmentación inmediata; tiene escaso poder eritematógeno y es asociada a alteraciones del ácido desoxirribonucleico, envejecimiento actínico. Por otro lado, en el rango de 280 y 315 nm está la radiación UVB, que se encarga de estimular la formación de la vitamina D, también tiene poder eritematógeno y origina engrosamiento del estrato córneo, disminución de la capacidad del sistema inmunológico y cáncer de la piel (fotocarcinogénesis). Finalmente, la radiación UVC se extiende entre los 100 y 280 nm y son absorbidos casi totalmente por la capa de ozono y no causan daño epitelial (Organización Mundial de la Salud, 2003).

La piel es un órgano que recubre toda la superficie exterior de nuestro cuerpo brindándonos una protección frente al medio exterior, debido a que presenta a la barrera física como capa epidérmica más externa, el estrato córneo y una barrera química/bioquímica o antimicrobiana del sistema inmune innato, compuesta de lisozimas y péptidos antimicrobianos. En adultos la extensión de la piel es aproximadamente dos metros cuadrados y llega a pesar entre 4 a 5 kilogramos (Palomino, 2001).

Asimismo, la piel presenta un complejo físico-químico que se conoce como manto ácido; formado por el manto aéreo que corresponde a la capa gaseosa constituida por dióxido de carbono proveniente del metabolismo celular, vapor de agua y la emulsión epicutánea, constituida por una fase acuosa proveniente del agua del sudor, perspiración insensible y una fase oleosa formada por los lípidos de las glándulas sebáceas. Un factor importante en este manto ácido, es el pH cutáneo que varía entre 4,5 y 5,9 en la superficie, y depende en gran parte del contenido de ácido láctico y ácido urocánico provenientes del sudor, aminoácidos dicarboxílicos (glutámico-aspártico) y ácidos grasos libres de bajo peso molecular (propiónico, butírico y pentanoico) (Orlandi, 2004).

Los mecanismos de defensa de la piel frente a la radiación ultravioleta se relacionan con la pigmentación, incremento en la producción de melanina y queratina, engrosamiento cutáneo y liberación de sustancias antioxidantes naturales, enzimáticos (glutatión peroxidasa) y no enzimáticos (vitamina C, vitamina E) (Parra, 2011; González & Castro, 2010). La síntesis de melanina por los melanocitos de la epidermis bajo el estímulo de la RUV, funciona como una barrera defensiva, absorbiendo y dispersando la RUV de la piel (Parra, 2011).

La radiación solar lesiona el ácido nucleico y provoca la ruptura de cadenas simples y dobles que afectan la síntesis de ácido desoxirribonucleico (ADN) y la división celular. La piel puede reparar el daño del ADN mediante la actividad de enzimas que eliminan las secciones de ADN dañado, pero este mecanismo de defensa será insuficiente si la piel se expone demasiado al sol, produciéndose células cancerosas (González & Castro, 2010; Zamora, 2007).

La piel se ha clasificado en fototipos, de acuerdo a su mayor o menor resistencia frente a las radiaciones, que dependen a su vez de la pigmentación. El fototipo es la capacidad de adaptación de la piel al sol que tiene cada persona desde que nace, es decir, el conjunto de características que determinan si una piel se broncea o no, y en qué intensidad (Marín & Del Pozo, 2005).

Cada día se comercializan más cosméticos que incluyen filtros fotoprotectores en su composición, como los productos labiales, cremas de manos, hidratantes faciales, acondicionadores capilares, mascarillas capilares, maquillajes e incluso los antiojeras, con la finalidad de evitar el envejecimiento cutáneo y la aparición de manchas (Bonet, 2011).

Dichos filtros solares constituyen la primera barrera artificial que busca minimizar los efectos nocivos, y se encuentran destinados específicamente a reflejar, dispersar o absorber ciertas radiaciones con el fin de proteger la piel. Para maximizar su efectividad es necesario adicionarlos en vehículos que además de facilitar su aplicación garanticen su homogeneidad, su estabilidad y su permanencia (Boneta & Garrote, 2011).

El Factor de Protección Solar (FPS) nos indica el número de veces que el fotoprotector aumenta la capacidad de defensa natural de la piel frente al eritema o enrojecimiento previo a la quemadura, por tanto, podemos saber cuánto nos protege un fotoprotector. El cálculo del FPS, se valora la dosis mínima de radiación ultravioleta que produce la primera reacción eritemática (o enrojecimiento), perceptible en la piel humana a esta dosis, y se denomina Mínima Dosis Eritemática (MED) (Batlle, 2005).

El factor de protección lo determina la Agrupación Europea de Fabricantes de Productos de Cosmética y Perfumería (COLIPA), y realiza una clasificación según el nivel de fotoprotección, así tenemos: de 2-6 es considerado bajo, 8-12 medio, 15-25 alto, 30-50 muy alto y más de 50 es un tipo de factor ultra (Batlle, 2005; Piovesana *et al.*, 2013).

La naturaleza proporciona sustancias vegetales, así tenemos a *Malpighia glabra* L. (Acerola) y propóleo verde, los cuales a partir de sus compuestos extraídos presentan la capacidad de reducir los efectos negativos de las radiaciones ultravioletas de la luz solar, previendo de quemaduras solares, fotoenvejecimiento y fotocarcinogénesis (Piovesana *et al.*, 2013).

El Perú cuenta con muchas variedades de plantas medicinales, entre ellas la familia Piperácea que comprende unas 1300 especies. La especie *Piper aduncum*, es oriunda de América del Sur, abunda en el Ecuador, Bolivia, Paraguay, Brasil, norte de Argentina y Perú. Crece particularmente en lugares húmedos a orillas de riachuelos y de fangos (Soares *et al.*, 2009).

La especie *Piper aduncum* "matico" pertenece a la Familia Piperaceae, género Piper división angiospermas. Su mayor diversidad se encuentra en los bosques húmedos de las regiones tropicales de todo el planeta. Es un arbusto de 2 – 4,5 m. de altura, las hojas son alternas con peciolo de 0,2-0,8 cm de largo, envainador en la base, densamente velloso en los nervios por el envés de 14-20 cm de largo, con el ápice terminal en punta, de color gris verdoso, pubescente por el envés, olor aromático que recuerda un poco a la menta, sabor cálido amargo no desagradable; de hojas alternas,

dísticas, elíptica, poco pecioladas. La inflorescencia es un pico curvado de la hoja-oposición en un 8-13 cm del pedúnculo, de color blanco a amarillo pálido, se vuelven verdes con la madurez, sus hojas y ramas contienen aceites esenciales, resinas, sustancias amargas (maticina), taninos, alcaloides, saponinas, flavonoides triterpenoides (Abreu *et al.*, 2012; Arroyo *et al.*, 2012).

Por tal razón, el propósito del presente trabajo es desarrollar una crema fotoprotectora a base del extracto hidroalcohólico de hojas de *Piper aduncum*, y presentar una alternativa terapéutica a un menor costo, que sirva como tratamiento preventivo para patologías relacionadas con la exposición a radiaciones solares.

Material y métodos

Material

Se utilizó 1 Kg de hojas de *Piper aduncum* procedente del jardín botánico de plantas medicinales "Rosa Elena de los Ríos Martínez" de la Facultad de Farmacia y Bioquímica de la Universidad Nacional de Trujillo (UNT) ubicado a 31 m.s.n.m 8°06´57´´ latitud sur, 79°01´47´´ longitud Oeste, obtenidos de Perú. Dpto La Libertad, Prov. Trujillo.

Método

El estudio se inició con la identificación de la especie vegetal en el Herbarium Truxillense (HUT), asignándose el código 58325. Luego, la muestra fue seleccionada de acuerdo a la ausencia de sustancias extrañas, lavada con agua a chorro y agua destilada, secada a temperatura ambiente y estufa de 40°C, triturada en mortero de porcelana, y finalmente, el polvo obtenido de las hojas de *Piper aduncum* se pasó por un tamiz con abertura de 2 mm de diámetro), para posteriormente guardarse herméticamente en frascos de vidrio de boca ancha y aislada de la luz hasta el momento de la extracción.

En la obtención del extracto, se pesaron 100 g de polvo tamizado, al cual se le añadieron 40 mL de etanol 70°GL, dejándose humectar durante 10 minutos. Se colocó la droga humectada en el equipo de percolación y se añadieron 600 mL de etanol de 70° GL dejándose macerar por un periodo de 24 horas a temperatura ambiente (25ºC). Pasado el periodo de maceración se procedió a percolar a velocidad constante de 10-20 gotas/min, eliminando los 100 primeros mL, se recolectaron 375 mL, guardándolo en un frasco ámbar. Se continuó con la percolación agregando 400 mL del mismo solvente, recolectando 325 mL; finalmente se adicionaron 200 mL del solvente, recolectándose todo el volumen del percolado. El volumen total del extracto obtenido fue de 1L y se concentró hasta la cuarta parte (250 mL). Este procedimiento se repitió por duplicado, de los 250 mL se midieron 100 mL en un vaso de precipitación y se concentró hasta 10 mL; un volumen del extracto concentrado se llevó a sequedad en la estufa a 40°C para determinar los mg de extracto seco/mL de extracto (Silva *et al.*, 2016; Costa *et al.*, 2015). La concentración en el extracto seco fue de 48,6 mg de extracto seco /ml de extracto

El control de calidad del extracto hidroalcohólico de *Piper aduncum* fue realizado de manera organoléptica, fisicoquímica y farmacognóstica. En la evaluación organoléptica, cada 2

días por 10 días continuos se hicieron observaciones del color, olor, sensación al tacto y homogeneidad que indiquen cualquier tipo de alteración valorable. La evaluación fisicoquímica se realizó mediante la determinación del pH, utilizando el potenciómetro Metrohm 691 marca METREL se determinó el valor de pH de tres (03) muestras de extracto de 20 mL, midiendo cada muestra por triplicado. En la evaluación farmacognóstica, se determinaron los metabolitos secundarios del extracto hidroalcohólico de *Piper aduncum*, obteniendo reacción positiva para la presencia de flavonoides.

El Factor de Protección Solar (SPF) se obtuvo a partir del extracto hidroalcohólico que se diluyó en etanol 70°GL hasta una concentración final de 0,2 mg/mL. El modelo SPF utilizó la metodología descrita por Mansur (Silva *et al.*, 2016). Las absorbancias de las muestras se midieron en el rango de longitud de onda UV-B (290-320 nm), con incrementos de 5 nm y se realizaron tres determinaciones en cada punto. El SPF se calculó aplicando la ecuación de Mansur:

$$FPS\ espectrofotométrico = FC\ x \sum_{290}^{320} (\ EE\ (\lambda)\ x\ I\ (\lambda)\ x\ A\ (\lambda))$$

Donde: FC = factor de la corrección (igual a 10); EE (λ) = efecto eritemogénico de la radiación de longitud de onda λ; I (λ) = intensidad del sol en la longitud de onda; Abs (λ)= absorbancia de la solución en la longitud de onda.

La crema fotoprotectora de característica oleo/acuosa (O/A) se preparó a partir de las fases A, B y C. Las fases A (oleosa) estuvo constituida por: cera lanette N (6,0 p/p), vaselina liquida (4,0 p/p), palmitato de isopropilo (3,0 p/p), propilparabeno (0,05 p/p) y alcohol cetílico (3,0 p/p); mientras que la fase B (acuosa) metilparabeno (0,15 p/p), glicerina (5,0 p/p) y agua destilada en cantidad suficiente para 100 g. Finalmente la fase C estuvo constituida por 10 mL de extracto hidroalcohólico concentrado equivalente a 8,0 p/p. El procedimiento consistió en calentar por separado a 70-80° C las fases A y B; luego la fase acuosa se añadió lentamente y con agitación constante cuidando de no formar burbujas. La mezcla se retiró del baño María continuando la agitación hasta llegar a una temperatura de 40 °C, para agregar la fase C. Las pruebas de control de calidad se realizaron después de 24 horas del equilibrio de la formulación (Costa *et al.*, 2015).

El control de calidad de la crema fotoprotectora a base de extracto hidroalcohólico de las hojas de *Piper aduncum* se realizó de forma organoléptica, cada 2 días, a partir del comportamiento del color, olor, sensación al tacto y homogeneidad que indiquen cualquier tipo de alteración valorable; y de forma fisicoquímica, mediante la determinación de los valores de pH de 3 muestras por triplicado, utilizando el potenciómetro Metrohm 913 marca METREL.

La evaluación del efecto fotoprotector de la crema siguió el siguiente protocolo: se pesó 1 g de la crema preparada, se transfirió a un matraz volumétrico de 100 ml, se diluyó con etanol de 70°GL a



Fig. 1. Muestra de *Piper aduncum* L. depositada en el *Herbarium Truxillense* (HUT) de la Universidad Nacional de Trujillo, Perú.

volumen, la muestra se llevó al sonicador durante 5 minutos y luego se filtró a través de algodón, rechazando los 10 primeros mL. Se transfirió una alícuota de 5 mL a un matraz volumétrico de 50 mL y se diluyó a volumen con el mismo solvente. Luego, se transfirió una alícuota de 5 mL a un matraz volumétrico de 25 mL y se completó el volumen con el mismo solvente (Dutra *et al.*, 2004).

Los espectros de absorción de las muestras en solución se obtuvieron en el intervalo de 290 a 450 nm, utilizando una celda de cuarzo de 1 cm y etanol de 70°GL como blanco. Los datos de absorción se obtuvieron en el rango de 290 a 320, cada 5 nm, y se realizaron 3 determinaciones en cada punto, seguidas de la aplicación de la ecuación de Mansur (Silva *et al.*, 2016).

Una vez medidas las soluciones del protector solar elaborado con extracto hidroalcohólico de las hojas de *Piper aduncum* a las longitudes de onda antes mencionada, se calculó el factor de protección solar mediante la siguiente fórmula de Dutra *et al.* (2004):

Donde: FC = factor de la corrección (igual a 10); EE (λ) = efecto eritemogénico de la radiación de longitud de onda λ; I (λ) = intensidad del sol en la longitud de onda; Abs (λ)= absorbancia de la solución en la longitud de onda.

Los valores del efecto eritemogénico (EE) vs la intensidad de la radiación (I) pueden verificarse, en el método descrito por Sayre (Silva *et al.*, 2016) antes mencionados en la determinación FPS del extracto, para cada longitud de onda usada en el análisis.

Los datos obtenidos de las muestras fueron evaluados mediante las pruebas estadísticas: Q de rechazo de datos, media, desviación estándar y coeficiente de variación.

Resultados y discusión

Los efectos dañinos de la radiación UV en la piel de las personas son acumulativos e irreversibles, de tal forma, que unos efectos de la radiación solar son inmediatos, como la aparición de eritema, pigmentación o quemaduras solares, y otros efectos acontecen de forma tardía, como el envejecimiento cutáneo o el aumento de riesgo de carcinogénesis (Inocente *et al.*, 2014; Soares *et al.*, 2009; Valdivielso *et al.*, 2009).

Los fotoprotectores están formados por la mezcla de principios activos y excipientes que vehiculizan dichas sustancias (Inocente *et al.*, 2014). Las formulaciones actuales incluyen cremas, geles, espráis, espumas y lociones elaboradas a partir de productos naturales oriundos de nuestro país.

En este sentido, en la tabla 1 se puede apreciar las características organolépticas de la crema fotoprotectora a base de extracto hidroalcohólico de las hojas de *Piper aduncum*, encontrando un color verde claro, un olor suigéneris, suave al tacto y homogéneo libre de partículas.

La evaluación de las características organolépticas determina la permanencia del producto en la piel, y, sobre todo, la cosmética del producto, por lo que la literatura reporta una asociación entre el color y la composición química de la especie vegetal, y en el caso de *Piper aduncum* se demostró la presencia de

compuestos fenólicos, los cual van a generar fotoprotección en la piel. La consistencia a la temperatura ambiente también puede dar indicaciones de la relación resina/cera presente en *Piper aduncum*: la consistencia suave al tacto puede indicar un nivel medio de resinas, lo que es deseable en el momento de la aplicación de la formulación (Soares *et al.*, 2009; Valdivielso *et al.*, 2009).

Tabla 1. Características organolépticas de la crema fotoprotectora a base de extracto hidroalcohólico de las hojas de *Piper aduncum.*

Característica	Resultado
Color	Verde claro
Olor	Suigéneris
Sensación al tacto	Suave al tacto
Homogeneidad	Homogéneo libre de partículas

En la tabla 2 se observa que, en las 3 muestras, el valor del pH promedio fue de 6,03; muy cercano al pH de la piel, lo cual estaría demostrando su fácil adaptabilidad y compatibilidad a nivel de la epidermis, sin generar ningún tipo de irritación, que normalmente sucede cuando los valores de pH están alejados del pH de la zona a administrar. En el estudio, la crema fotoprotectora quedó homogénea y no se descubrieron otras alteraciones macroscópicas en la formulación durante los análisis (Inocente *et al.*, 2014; Soares *et al.*, 2009; Valdivielso *et al.*, 2009).

Tabla 2. Valores de pH de la crema fotoprotectora a base de extracto hidroalcohólico de las hojas de *Piper aduncum.*

Muestra	pH	Promedio
1	6,15 6,00 6,10	6,08
2	5,91 6,00 6,10	6,00
3	5,91 6,00 6,11	6,00
Promedio		6,03

El control microbiológico de la crema fotoprotectora evidenciado en la tabla 3, reflejaría que los resultados obtenidos se encuentran dentro del límite microbiano permitido por las especificaciones según normas de organismos internacionales. Los ensayos del control de calidad del producto elaborado son satisfactorios, lo cual permite asegurar la inocuidad en la obtención final de un producto de alta calidad.

Las especificaciones como límite máximo se han considerado en referencia a la Secretaría General de la Comunidad Andina, según Resolución 1482. Se ha determinado que la cantidad de microorganismos aerobios mesófilos, mohos y levaduras deben presentar como mínimo ≤ 50 x 10 2 ufc/g y ausencia de *S. aureus*, *P. aeruginosa* y *E. coli* (Inocente *et al.*, 2014; Soares *et al.*, 2009).

Tabla 3. Control microbiológico de la crema formulada a partir del extracto hidroalcohólico de hojas de *Piper aduncum*.

Ensayo de límite microbiano	Especificaciones	Resultados
Recuento total de microorganismos aerobios mesófilos viables	< 1000 ufc/mg	< 10 ufc/mg
Salmonella spp	Ausente/ mg	Ausente/ mg
Pseudomona aeruginosa	Ausente/ mg	Ausente/ mg
Escherichia coli	Ausente/ mg	Ausente/ mg
Staphylococcus aureus	Ausente/ mg	Ausente/ mg
Recuento total combinado de hongos y levaduras	< 100 ufc/mg	< 10 ufc/mg

En la tabla 4 se observa que el valor del Factor de Protección Solar es 2,29; y constituye un valor de referencia aceptable si se compara con otros estudios realizados bajo las mismas condiciones. Estos resultados explicarían que la eficacia de un filtro solar, es decir, la actividad fotoprotectora, dependería de la capacidad de absorción de energía radiante atribuida a los grupos cromóforos, proporcional a su concentración, intervalo de absorción y longitud de onda, donde ocurre la absorción máxima. Al relacionar esta premisa con los resultados del presente estudio (FPS = 2,29), se puede sugerir que los valores bajos de FPS es consecuencia a la baja concentración de las moléculas con capacidad para absorber la radiación UV (cromóforos). Adicionalmente, los valores bajos de FPS en las formulaciones con extractos, podrían relacionarse con el método utilizado para determinar la actividad fotoprotectora, ya que este método restringe la eficacia de las formulaciones elaboradas a los compuestos que absorben radiación sólo al rango UVB, 290 a 320nm, no incluyendo así a todo el rango UV; es decir desde los 200 hasta los 400nm (Inocente *et al.*, 2014).

En este sentido, las emulsiones constituyen el mejor vehículo para las cremas fotoprotectoras pues están constituidas por componentes tanto apolares como polares y pueden vehicular así substancias fotoprotectoras de ambas polaridades. Las emulsiones aceite/agua o también denominadas oleo/acuosas (O/A) constituyen los sistemas más empleados y ellos garantizan protección apropiada con una sensación táctil más cómoda al usuario (Soares *et al.*, 2009).

Tabla 4. Valor promedio del Factor de Protección Solar de la crema formulada a partir del extracto hidroalcohólico de hojas de *Piper aduncum*.

Muestras	Factor de Protección Solar
1	2,28
2	2,30
3	2,30
4	2,27
5	2,28
6	2,30
7	2,31
8	2,30
9	2,27
10	2,24
Promedio	2,29
Desviación estándar	0,02
Coeficiente variación porcentual	1,02

En algunos estudios se reporta que las formulaciones fotoprotectoras que contienen productos ricos en flavonoides, presentan valores de FPS más altos. Costa *et al.* (2015) en una formulación realizada con el 20% de extracto de *Marcetia taxifolia* encontró un FPS de 2,23. Del mismo modo, Soares *et al.* (2009) reportó un FPS de 5,05 en una formulación que presentaba 20% de extracto de propóleo.

En la actualidad, existen en el mercado protectores solares en diferente presentación y FPS; elaborados con filtros físicos y/o químicos, sin embargo, hoy en día se busca desarrollar productos de origen natural.

Conclusiones

La crema fotoprotectora de tipo O/A elaborada con extracto hidroalcohólico de las hojas de *Piper aduncum* tiene un FPS de 2,29; considerado como nivel de fotoprotección bajo según la Agrupación Europea de Fabricantes de Productos de Cosmética y Perfumería.

Contribución de los autores

W. A. & R. F.: Concepción, revisión crítica del proyecto y aprobación de la versión final. C. A. & E. C.: Recolección de datos, análisis e interpretación de los datos, revisión crítica del texto.

Conflictos de interés

Los autores declaran no tener conflictos de interés.

Literatura citada

Abreu, O.; A. Rodríguez; M. Montes & L. Cao. 2012. Farmacognosia, farmacobotánica, farmacogeografía y farmacoetimología del platanillo de cuba (*Piper aduncum* subespecie ossanum). Rev Cuba Plantas Med. 17(2):181–93.

Arroyo, J.; Y. Almora; M. Quino; E. Raez; J. Martínez & J. Buendía J. 2012. Efecto protector en cirrosis hepática inducida en ratas del extracto etanólico de las hojas de *Piper aduncum* comparado con silimarina. An Fac Med. 73(2):85–91.

Batlle, C. 2005. Factor de protección solar. Offarm 24(6):65-72.

Bonet, R. 2011. Fotoprotección Consejos, precauciones y productos solares. Offarm 24 (5): 66-70.

Boneta, R. & A. Garrote. 2011. Protección solar nuevos activos. Offarm 30(3):51-58.

Costa, S.; C. Detoni; C. Branco; M. Botura & A. Branco. 2015. *In vitro* photoprotective effects of *Marcetia taxifolia* ethanolic extract and its potential for sunscreen formulations. Brazilian J Pharmacogn 25(4):413–418.

Dutra, E.; D. Oliveira; C. Da; Kedor & M. Santoro. 2004. Determination of sun protection factor (SPF) of sunscreens by ultraviolet spectrophotometry. Rev Bras Ciências Farm 40(3):381–385.

Inocente, M.; G. Tomas; J. Huamán; A. Muñoz; R. García; G. Quispe; C. Palomino & E. Taype. 2014. Actividad antioxidante y fotoprotectora *in vitro* de una loción y gel elaborados con extracto estabilizado de camu camu (Myrciaria dubia Kunth.) Rev Soc Quím Perú 80(1): 65-77.

Marín, D. & A. del Pozo. 2005. Fototipos cutáneos. Conceptos generales. Offarm 24(5):136-137.

López, M. 2007. Fitocosmética solar. Offarm 26(7): 66-69.

Ministerio de Salud de Chile. 2011. Guía técnica radiación ultravioleta de origen solar. [Internet]. Disponible en: http://www.udec.cl/dirper/sites/default/files/guia_tecnica_radiacion_uv_minsal%20.pdf.

Organización Mundial de la Salud. 2003. Índice UV Solar Mundial: Guía práctica. [Internet]. Disponible en: http://www.who.int/uv/publications/en/uvispa.pdf

Orlandi, M. 2004. Piel sana y manto ácido. Folia dermatol. Peru 15(2): 121-124

Palomino, M. 2001. Fisiología de la piel. Dermatol. Peru. 11(2): 14-24.

Parra, E. 2011. Evolución de la pigmentación en la especie humana. Piel 26(2):66–79.

Piovesana, F.; G. Rached & J. Fernanda. 2013. Determinação da atividade fotoprotetora e antioxidante em emulsões contendo extrato de *Malpighia glabra* L. – Acerola. Rev Ciênc Farm Básica Apl. 34(1): 69-77.

Soares, G.; A. Furtado; L. Ramos & M. Lucy. 2009. Preparación de un protector solar y evaluación de la acción fotoprotectora del propóleo verde del Vale do Aço, Minas Gerais, Brasil. Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas Medicinales y Aromáticas 8(4): 282-288.

Silva, R.; S. Costa; C. Branco & A. Branco. 2016. *In vitro* photoprotective activity of the *Spondias purpurea* L. peel crude extract and its incorporation in a pharmaceutical formulation. Ind Crops Prod 83(1):509–514.

Valdivielso, M.; C. Mauleón; E. Balbín; P. de la Cueva; E. Chavarría & J. Hernanz. 2009. Fotoprotección en la infancia. Rev Pediatr Aten Primaria 11(42): 313-324.

González, M. & I. Castro. 2010. El sol: ¿enemigo de nuestra piel?. Medisan 14(6):825–837.

Zamora, S. 2007. Antioxidants: Micronutrients Fighting for Health. Rev Chil Nutr 34(1):17–26.

Arnaldoa 25 (1): 127 - 140, 2018
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25108

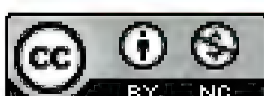
ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Annona muricata L. "guanábana" (Annonaceae), una fruta utilizada como alimento en el Perú prehispánico

Annona muricata L. "soursop" (Annonaceae), a fruit used for feeding in Ancient Peru



Segundo Leiva González; Guillermo Gayoso Bazán & Luis Chang Chávez
Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego, Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ
segundo_leiva@hotmail.com/ggayoso@upao.edu.pe/lchangc@upao.edu.pe



Recibido: 19-II-2018; aceptado: 25-II-2018; publicación online: 15-III-2018; publicación impresa: 30-IV-2018

Resumen

Se describe e ilustra en detalle a *Annona muricata* L. "guanábana" (Annonaceae), una fruta utilizado como alimento en el Perú prehispánico. *Annona muricata* habita en las vertientes occidentales del Perú, alrededor de 7°59′54,2″-8°03′02,3″ S, 78°40′09,1″-79°51′09,6″ W y entre los 0-600 m de elevación. Se indaga sobre su conocimiento popular en la población norteña peruana (región La Libertad), quienes la utilizan como alimento desde épocas prehispánicas. Asimismo, se identifican y describen representaciones de la mencionada fruta en la colección de cerámica prehispánica que custodia el Museo de Historia Natural y Cultural de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, con el fin de establecer las evidencias que demuestren que fue utilizada por los pobladores en estos territorios antes de la llegada de los españoles.

Palabras clave: *Annona muricata*, Annonaceae, fruta, Perú prehispánico.

Abstract

Annona muricata L. "soursop" (Annonaceae), a fruit used for feeding in Ancient Peru, is described and illustrated in detail. *Annona muricata* is found in the western slopes of Peru at 7°59′54.2″-8° 03′02.3″ S, 78°40′09.1-79°51′09.6″ W and between 0-600 m of altitude. We were interested in the common knowledge of "soursop" in the population of the North Coast of Peru (La Libertad Region), who use it as food since pre-Columbian times. Moreover, we identified and described depictions of this fruit in the collection of pre-Columbian pottery of the Museum of Natural and Cultural History at Antenor Orrego University, Trujillo, Peru, in order to establish evidences that demonstrate its use by the inhabitants of Ancient Peru.

Keywords: *Annona muricata*, Annonaceae, fruit, Ancient Peru.

Citación: Leiva, S.; G. Gayoso & L. Chang. 2018. *Annona muricata* L. "guanábana" (Annonaceae), una fruta utilizada como alimento en el Perú prehispánico. Arnaldoa 25(1): 127-140. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25108

Introducción

La alfarería a través del tiempo ha perdurado y no se ha separado del ser humano. Ha sido testigo constante en las diferentes épocas, de allí su importancia por la información que nos ofrece en relación a su modo de fabricación, de sus formas y sus dibujos, ya que nos va mostrando la historia en sus diferentes épocas y lo que es más importante, el sentir y la forma de vida de las sociedades del pasado (Portocarrero *et al.*, 2017). Por lo mencionado, la investigación arqueológica encuentra en la cerámica prehispánica un firme indicador de cómo fue la vida de los pueblos que han desaparecido y no han dejado documentos escritos sobre sus actividades (Lumbreras, 1971: 11).

En ese sentido, en el presente estudio, a partir del análisis de cerámica prehispánica se establecerá que la *Annona muricata* L. "guanábana" (Annonaceae) era conocida por el poblador norcosteño peruano desde antes de la llegada de los españoles a estos territorios. Asimismo, se indaga sobre sus propiedades y su conocimiento popular en la población (región La Libertad).

En realidad, la riqueza natural del Perú ha sido resaltada desde los primeros cronistas que arribaron con la conquista española. Sobre frutales escribieron los sacerdotes jesuitas José de Acosta y Bernabé Cobo en las primeras décadas de la época virreinal. Ambos registraron el nombre común de "guanábana" para referirse a este fruto que observaron en sus viajes por el continente americano. Sin embargo, Acosta (1590), en su obra *Historia natural*

y moral de las Indias, no llegó a diferenciar entre "guanábana" (*Annona muricata*) y otras "anonas" (*Annona spp.*), a las que los españoles también llamaban "manjar blanco" por su delicioso sabor (libro cuarto, capítulo 25). En cambio, Cobo (1653), en su escrito *Historia del Nuevo Mundo,* dedicó capítulos separados a la "guanábana" y a las "anonas" (libro sexto, capítulos 4 y 5).

Cobo narró que el nombre "guanábana" proviene de un vocablo autóctono de la isla Española (Santo Domingo). En su escrito además hizo una descripción breve del árbol y también de su fruto: *"La fruta es tan grande como una piña, y algunas como medianos melones, con la corteza delgada y tierna y de un verde que tira a amarillo, con unas puntillas sobresalientes a manera de escamas, pero llanas, y lisas como las de la piña. La carne de dentro es blanca en unas, y en otras amarilla, muy blanda, correosa, y de mucho jugo algo agrio; y sus pepitas son como del calabaza".* Sin embargo, no le agradó el sabor: *"Es fruta silvestre, grosera, y malsana, no de agradable gusto ni olor"* (Cobo, 1653, libro sexto, cap. 4).

En cuanto a las investigaciones arqueológicas de los últimos años, estas muestran que la "guanábana" está presente en Perú después del 1000 d. C., asociada principalmente con sitios de la cultura Chimú (Pozorski & Pozorski, 1997: 235).

En esa misma línea y en mérito a evidencias en datos lingüísticos y restos botánicos que han sido encontrados en contextos arqueológicos y representaciones en cerámica, Bonavia *et al.*, (2004: 509) sostienen que la "guanábana" fue utilizada en el antiguo Perú.

También, Enrique Bellido, en virtud a su estudio: *Maranga, una perspectiva arqueobotánica en los períodos tardíos*, plantea que la "guanábana" ha sido conocida por los antiguos peruanos.

De igual forma, Chacaltana (2010), en sus investigaciones en Camata Tambo, refiere a la "guanábana" entre sus evidencias prehispánicas.

Y en cuanto a sus propiedades, Pamplona (2004: 70), en su libro *El poder medicinal de los alimentos*, escribe:

"La guanábana es la mayor de todas las anonas, pudiendo alcanzar hasta dos kilos de peso. Tiene la forma de riñón, y se halla recubierta de suaves púas. Su pulpa tiene un sabor bastante ácido, por lo que no suele consumirse fresca, sino en jugo, helados, cremoladas y confituras. La guanábana es astringente, colagoga y digestiva. Se recomienda en caso de estreñimiento, obesidad, hipertensión, enfermedades cardiacas y diabetes".

Luego, Fernández *et al.* (2007: 86) sostienen que la "guanábana" tiene un exquisito sabor y es un alimento recomendable para una dieta sana. Sus pulpas aportan K, Na y Zn, y en menor porcentaje Fe, Mg y Ca.

Arroyo, *et al.* (2009) refieren que las hojas y bordes tiernos de la "guanábana" son utilizados por algunas comunidades como anticancerígenos, antiespasmódicos y antidiabéticos. Los mencionados autores determinan el efecto hipoglicemiante coadyuvante del extracto etánolico de hojas de *Annona muricata* L "guanábana" en pacientes con diabetes tipo 2 bajo tratamiento de glibenclamida.

No obstante, Morón *et al.* (2010) insisten en que no existe suficiente evidencia para recomendar el uso de ningún extracto o principio activo de *A. muricata* y la divulgación infundada de sus propiedades anticancerígenas es éticamente inaceptable.

Pero, más adelante, Ávila *et al.* (2012:134) ponen énfasis en que la "guanábana" destaca por su rico sabor y porque tendría

propiedades con efectos positivos a la salud y un alto potencial industrial.

Correa *et al.* (2012) también subrayan que la "guanábana" es considerada una planta medicinal que constituye una alternativa para el tratamiento del cáncer gástrico y gastrointestinal en muchos países del mundo. (Alonso *et al.*, 2010. En Correa *et al.*, 2012: 2).

Luego, en el 2013, con el fin de dar sustento científico al uso tradicional de las especies vegetales, Poma estudió el extracto acuoso de las hojas secas de *Annona muricata* L. "guanábana" determinando cierta actividad antinflamatoria (Poma *et al.*, 2013).

Las hojas y las semillas tienen usos en medicina tradicional por su capacidad antitumoral, parasiticida y antidiarreica (Bories *et al.*, 1991; Santos Pimenta *et al.*, 2003. En Vit *et al.*, 2014). Recientemente, las propiedades anticancerígenas de la "guanábana" *Annona muricata* (Arroyo *et al*, 2005) aumentan el interés en torno a esta fruta. En la tabla de composición de alimentos (INN, 2001) se reportan los siguientes valores nutritivos para 100 g de la parte comestible de la "guanábana": 63 calorías; 83,1 g agua; 1,0 g proteína; 0,4 g grasa; 14,9 g carbohidratos totales; 0,6 g cenizas; 2 mg Ca.; 0,13 mg Cu; 28 mg P; 0,5 mg Fe; 20 mg Mg; 275 mg K; 14 mg Na; 0,34 mg Zn; y las vitaminas tiamina (0,07 mg); rivoflavina (0,0.5 mg); niacina (0,9 mg); B6 (0,06 mg); ácido ascórbico (26 mg). (En: Vit *et al.*, 2014: 1).

González *et al*, 2015, describen que el fruto de la *Annona muricata* "guanábana" tiene pulpa blanca y jugosa y de sabor agridulce, las semillas de color negro lustroso o castaño con hojas gruesas y siempre verdes, brillantes en la parte inferior, de amplia distribución y en la cual se han encontrado más de 50 acetogeninas con diferentes actividades biológicas presentes en frutos, corteza y hojas, de ellas se han identificado 21 acetogeninas citotóxicas en las hojas (Kim G. S *et al.*,1998. En González *et al.*, 2015). Y que *Vitis vinifera* y *Annona muricata* son especies que han demostrado tener efectos benéficos sobre la salud del ser humano (González *et al.*, 2015).

De otra parte, queríamos dejar constancia que desde que se publicó el artículo "*Annona cherimola* Mill. "chirimoya" (Annonaceae), una fruta utilizada como alimento en el Perú prehispánico en *Arnaldoa* 24(2): 619-634, se quiso continuar en la indagación de otras frutas que fueron conocidas por los antiguos peruanos (chimús) en la región noroccidental del Perú, es decir, antes de la llegada de los españoles.

Hipótesis

Annona muricata L. "guanábana" (Annonaceae) es una fruta conocida por el poblador norteño peruano desde épocas prehispánicas.

Objetivo de trabajo

Establecer que la *Annona muricata* L. "guanábana" (Annonaceae) es una fruta conocida por el poblador norteño peruano desde épocas prehispánicas.

Material y métodos

-Método: Se utiliza el método científico, en sus formas: inductivo-deductivo y comparativo.

-Técnica: Observación, entrevista no estructurada.

-Instrumentos: Fotos, dibujos, cuaderno de notas, ficha de observación, formato de preguntas de la entrevista.

Muestra y material de estudio

MATERIAL BIOLÓGICO

Para el este estudio, se utilizaron diversos especímenes vegetales de la especie de plantas con flores y frutas de *Annona muricata* L. "guanábana" (Annonaceae) recolectados en el valle de Moche, en los alrededores de Quirihuac, prov. Trujillo, y Plazapampa, prov. Otuzco, región La Libertad, Perú, durante las exploraciones botánicas programadas; además de los especímenes registrados en el Herbario Antenor Orrego (HAO), producto de exploraciones previas.

Exploraciones botánicas

Se efectuaron las exploraciones según la época de floración de la especie de "guanábana" *A. muricata* L. (Annonaceae), con el fin de tener la oportunidad de recolectar ejemplares botánicos idóneos para su respectivo estudio sistemático. El área de estudio comprendió las provincias de Trujillo y Otuzco, en la región La Libertad, Perú; las mismas que fueron visitadas a través de las exploraciones botánicas.

Recolección de especímenes vegetales

Usando las técnicas e instrumental adecuado (prensas botánicas, tijeras, periódicos usados, alcohol, altímetro, GPS) se recolectaron como mínimo cinco (05) ejemplares de la especie, los cuales contienen hojas, flores, frutos y una longitud no menor de 30 cm cada rama. Parte de las muestras se enviaron a otros herbarios tanto nacionales como extranjeros para su confirmación.

Toma de datos

Para la especie recolectada se anotó el "nombre vulgar o popular", diámetro de la base del tallo, colores de los órganos vegetativos y reproductivos (color del tallo, hoja, cáliz, corola, estambres, fruta, semillas, pubescencia), número de flores, hábitat, especies con las que convive, altitud, usos populares, forma de propagación, entre otros.

Toma de fotografías

Se tomaron fotografías de la especie recolectada haciendo uso de cámara digital Panasonic (Lumix) 30X y 16 megapíxeles.

Fase de laboratorio

Estudio de cada especie

Se hizo la descripción original siguiendo el método clásico. La identificación de la especie se hizo mediante uso de holótipos nomenclaturales y fotótipos, asimismo, recurriendo a la descripción original y, además, por comparación con el material registrado en los herbarios HUT, HAO, entre otros.

Montaje y herborización del material recolectado

Los especímenes recolectados fueron secados en una estufa eléctrica artesanal. Luego, sometidos a un proceso de montaje y herborización para finalmente ingresar en el récord del Herbario Antenor Orrego (HAO).

Ordenamiento de datos

Preparación de ilustraciones, mapas para distribuir la especie. Las fotografías, dibujos y mapas se tratan como figuras (Fig.). Cada uno de los elementos de las fotografías y dibujos es identificado con letras mayúsculas de izquierda a derecha y de arriba hacia abajo.

MATERIAL CERÁMICO

Para el presente estudio, se analizaron 15 alfares con representaciones fitomorfas de la colección de cerámica prehispánica del Museo de Historia Natural y Cultural de la Universidad Privada Antenor Orrego,

Trujillo, Perú, teniendo como criterio de inclusión que sean de filiación cultural Moche y Chimú, puesto que dichos pueblos habitaron en la costa norte del Perú.

Los ceramios fueron identificados a partir de un análisis comparativo con aquellos alfares Moche y Chimú propuestos en la literatura especializada existente y a nuestro alcance. Se seleccionó luego a aquellos que contengan representaciones de "guanábana".

El método de análisis de la presente investigación compromete a los atributos más visibles de la cerámica prehispánica como son su morfología y decoración. Se determinó su entorno social apoyándonos en el registro estratigráfico.

Las formas se determinaron según la clasificación de Lumbreras (1987). Para el análisis de la decoración, se estableció una relación de técnicas decorativas presentes en la cerámica Moche y Chimú a la fecha, tales como: incisión, aplicación, pintura, moldeado a presión, combinada, lo cual sirvió para realizar un trabajo comparativo con la muestra en análisis.

Se utilizaron para la catalogación, fichas elaboradas especialmente para esta investigación, las mismas que contienen información de forma, decoración, medidas, tratamiento de superficie y conservación. Para un mejor registro se adjuntan fotografías.

Fotografías: De la muestra de cerámica prehispánica: cámara digital Panasonic (Lumix) 30X y 16 megapíxeles (Fig. 3).

POBLACIÓN Y MUESTRA:

Se aplicaron entrevistas con el fin de indagar sobre el conocimiento popular de "guanábana".

Población: Pobladores de las localidades de Quirihuac, Shirán, Simbal y Poroto (provincia de Trujillo, región La Libertad).

Muestra: 80 personas, 20 por cada localidad de estudio.

Factores de inclusión: Personas naturales de los lugares de estudio. Habitantes de mayor edad.

Resultados

Ubicación sistemática, siguiendo el Sistema Stevens, 2017:

Clase: Magnoliopsida (=Equisetopsida C. Agardh)

Subclase: Magnoliidae Novák ex Takht.

Superorden: Magnolianae Takht.

Orden: Poales Small

Familia: Annonaceae Juss.

Subfamilia: Annonoideae Raf.

Género: *Annona* L.

Especies: ***Annona muricata* L.**

Annonaceae Juss., Gen. Pl. 283, 1789.

La familia Annonaceae consta de 128-129 géneros con unas 2220 especies en regiones tropicales o calurosas APG III, 2017; The Plant List, 2017. En el Perú habitan 23 géneros y 193 especies, de estas 41 son endémicas (Brako & Zarucchi, 1993; Ulloa *et al*., 2004). En cambio, León & Monsalve (2006) en la obra: El Libro rojo de las plantas endémicas del Perú (2006:35) reconocen 44 endemismos en 15 géneros.

Annona L., Sp. Pl. 1: 536, 1753.

Arbolitos de 3-4 (-5) m de alto; ampliamente ramificado. Tallos viejos rollizos, marrón claro, compactos, glabros, sin lenticelas, ruminados; tallos jóvenes rollizos, verdes, compactos, pubescentes

rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, sin lenticelas, flexibles. Hojas alternas; peciolo ligeramente rollizo con un canal longitudinal en la superficie adaxial, marrón intenso, pubescente rodeado por una cobertura de pelos simples eglandulares transparentes; lámina ovada, suculenta a ligeramente coriácea, verde intenso, cremoso las nervaduras principales y secundarias la superficie adaxial, verde claro a veces blanquecina la superficie abaxial, opaca en ambas superficies, glabrescente rodeada por una cobertura de algunos pelos simples eglandulares transparentes la superficie adaxial, pubescente rodeada por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes la superficie abaxial, aguda en el ápice, redondeada en la base, entera y ligeramente repanda en los bordes. Flores solitarias opuestas a las hojas, trímeras, actinomorfas, perfectas; pedúnculo rollizo, marrón oscuro, curvado, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes, 6-9 mm de longitud. Cáliz 3 lobulado, dialisépalos; lóbulos triangulares, coriáceos a suculentos, marrón intenso externamente, verdoso cremoso interiormente, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabros interiormente, nunca sobresalientes las nervaduras principales, 4-6 mm de largo por 4-5 mm de ancho; 7-10 mm de diámetro del limbo en la antésis. Corola 3 (-6) lobulada, dialipétala; lóbulos deltoideos, suculentos, marrón intenso disminuyendo hacia el área distal donde es verdoso externamente, cremoso blanquecino interiormente, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externamente, glabros interiormente, nunca sobresalientes las nervaduras principales, depresos; 32-33 mm de diámetro del limbo en la antésis. Estambres numerosos, dispuestos en varias series sobre un toro hemisférico, conniventes; área libre de los filamentos estaminales, filiformes, blanquecinos, glabros, glabros, 2-3 mm de longitud; anteras oblongas, blanquecinas, conectivo glanduloso en el ápice, glabras, sin mucrón apical. Ovario súpero formado por numerosos carpelos adheridos entre sí o coherentes, uniovulados, a veces reducidos a uno solo; estilo carnoso, sésil o estipitado. Baya nutante, sincárpico, cónica, verde o negruzca a la madurez, carnoso, pulpa blanca. Semillas 35-45 por fruto, negras, lisas.

Annona tiene 167 especies propias de regiones tropicales del mundo especialmente de África y Sudamérica (The Plant List, 2017). En el Perú habitan 20 especies, de estas, 4 son endémicas (Brako & Zarucchi, 1993); En cambio, León & Monsalve (2006) en la obra: El Libro rojo de las plantas endémicas del Perú (2006:35) reconocen 3 especies endémicas, a saber: *Annona asplundiana* R. E. Fr., vive en las regiones Amazonas y Loreto; *Annona deminuta* R. E. Fr., habita en las regiones Loreto, Madre de Dios, Pasco y San Martín y *Annona iquitensis* R. E. Fr., crece en las regiones Loreto y Madre de Dios.

***Annona muricata* L.**, Sp. Pl. 1: 536, 1753. (Fig. 1-2)

Arbolitos de 3,5-5 m de alto; ampliamente ramificado. Tallos viejos rollizos, marrón claro, compactos, glabros, rodeados por una cobertura de lenticelas blanco cremosas, ruminados, 15-20 cm de diámetro en la base; tallos jóvenes rollizos, verdes, compactos, glabros, rodeados por una cobertura de lenticelas blanco cremosas, rígidos. Hojas alternas; peciolo ligeramente rollizo con un canal longitudinal en la

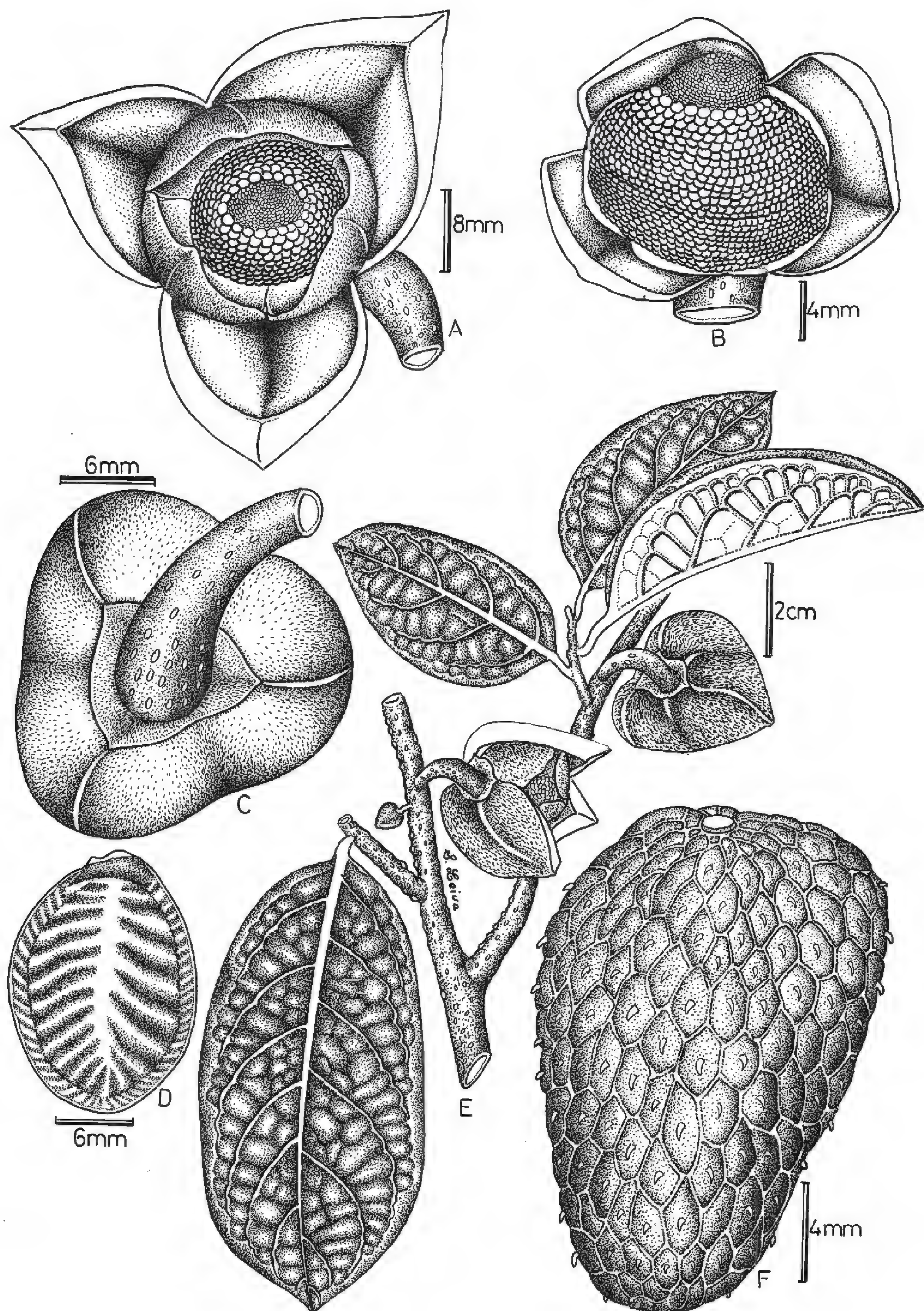


Fig. 1. ***Annona muricata* L**. A. Flor en antésis; B. Estambres y gineceo con restos de cáliz y corola; C. Inserción de la flora al pedúnculo; D. Semilla; E. Rama florífera; F. Baya. (Dibujado de: *S. Leiva, G. Gayoso, L. Chang & L. Pollack 6646,* HAO).

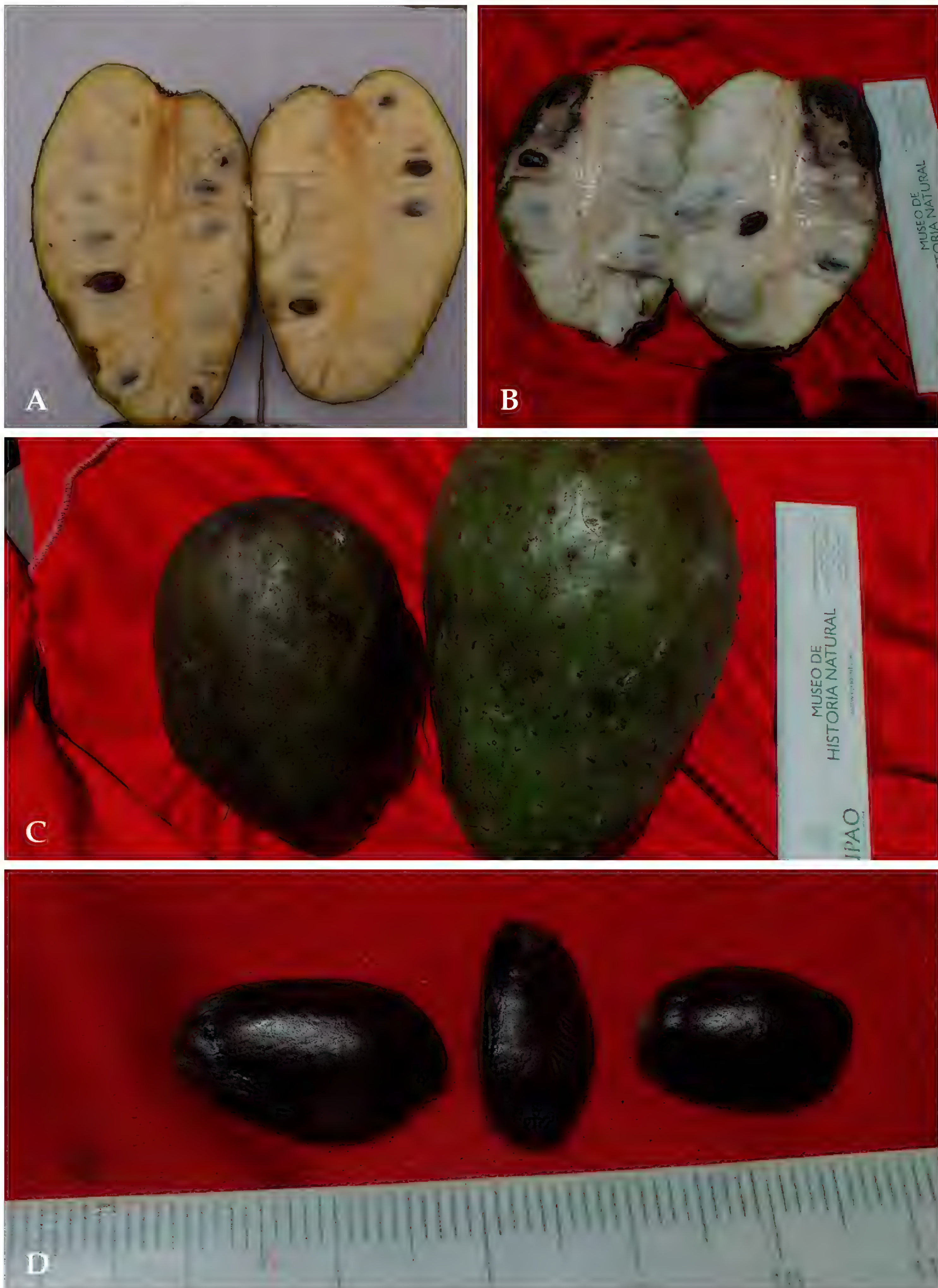


Fig. 2. ***Annona muricata* L**. A-B. Sección longitudinal de fruto; C. Frutas maduras; D. Semillas (Fotos: *G. Gayoso & L. Chang, HAO*).

superficie adaxial, verde claro, glabro, 0,8-0,9 cm de longitud; lámina oblonga a veces ligeramente obovada, suculenta a ligeramente coriácea, verde intenso y lustrosa la superficie adaxial, verde claro y opaca la superficie abaxial, glabra en ambas superficies, aguda en el ápice, redondeada en la base, entera y en los bordes, 8,5-10,9 cm de largo por 4,8-5,7 cm de ancho. Flores solitarias, trímeras, actinomorfas, perfectas; pedúnculo filiforme ampliándose gradualmente hacia el área distal, verde, curvado, rodeado por una cobertura de lenticelas blanco cremosas, pubescente rodeado por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes pequeñísimos, 17-20 mm de longitud. Cáliz 3 lobulado, dialisépalos; lóbulos deltoideos el área distal diminuyendo hacia el área basal, coriáceos a suculentos, cóncavos, verde intenso externamente, verdoso cremoso interiormente, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes pequeñísimos externamente, glabros interiormente, glabros en los bordes, nunca sobresalientes las nervaduras principales, 27-28 mm de largo por 23-23,5 mm de ancho; 40-50 mm de diámetro del limbo en la antésis. Corola 3 lobulada, dialipétala; lóbulos oblongos, suculentos, verdoso blanquecino disminuyendo hacia el área basal externamente, cremoso blanquecino interiormente, pubescentes rodeados por una densa cobertura de pelos simples eglandulares transparentes externa e interiormente, ligeramente sobresalientes las nervaduras principales, 22-23 mm de largo por 22-23 mm de ancho; 35-37 mm de diámetro del limbo en la antésis. Estambres numerosos, dispuestos en varias series sobre un toro hemisférico; área libre de los filamentos estaminales, filiformes, blanquecinos, glabros, glabros, 3-4 mm de longitud; anteras oblongas, blanquecinas, conectivo glanduloso en el ápice, glabras, sin mucrón apical, 0,5-0,6 mm de largo por 0,7-0,8 mm de diámetro, (7-8 mm de largo por 14-15 mm de diámetro la longitud total). Ovario súpero formado por numerosos carpelos adheridos entre sí o coherentes, uniovulados, a veces reducidos a uno solo; estilo carnoso, sésil o estipitado; estigmas capitados, blancos, 0,3-0,4 mm de largo por 0,3-0,4 mm de diámetro (3-4 mm de largo por 7-8 mm de diámtro la longitud total). Baya nutante, sincárpico, oblonga, verde o negruzca a la madurez, carnoso, pulpa blanca, (18-) 20-21 cm de largo por 12-13 cm de diámetro. Semillas 92-147 por fruto, lenticulares, compresas (un ala alrededor), negras, brillantes, 18-19 (-21) mm de largo por 12-13,5 mm de diámetro.

Annona muricata vive en Loreto (Brako & Zarucchi, 1993: 39). Actualmente se distribuye en varias regiones del norte del Perú (Cajamarca, La Libertad, entre otras), entre los 0-500 (-600) m de elevación.

Material adicional examinado

PERÚ: Región La Libertad, prov. Trujillo, distrito Simbal, Río Bar, (hojas, flores y frutos), 7º58´30,3" S y 78º49´05,4" W, 568 m, 6-II-2018. *S. Leiva 6673* (HAO).

Distribución y ecología: Especie silvestre neotropical con amplia distribución donde es relativamente abundante. Se ha encontrado desde la ciudad de Trujillo, prov. Trujillo, hasta Platanar, prov. Otuzco, región La Libertad, Perú, 7º58´30,3"-8º 03'02,1" S y 78º49´05,4"-79º 51'09,6" W, 0-600 m de elevación como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva. Taxón que habita en las vertientes occidentales de Perú. Es una especie heliófila, es decir, requiere abundante luz del sol; también, es higrófila porque prefiere suelos húmedos, tierras negras con abundante humus, de

igual manera, es una especie psamófila ya que prospera en suelos arenosos; asimismo, es argilícola porque crece en suelos arcillosos; generalmente es una especie eutrofa, prefiere suelos con abundantes nutrientes. Habita en laderas, bordes de caminos, carreteras, acequias, huertos familiares, y vive asociada con plantas de *Acacia macracantha* Humb. & Bonpl. ex Willd. "espino", *Inga feuillei* DC. "guaba" o "pacae" (Fabaceae), *Phyla nodiflora* (L.) Greene "turre hembra" (Verbenaceae), *Persea americana* Mill. "palta" (Lauraceae), *Piper aduncum* L. "matico" (Piperaceae), *Solanum pimpinellifolium* L. "tomatito silvestre" (Solanaceae), *Eucalyptus camaldulensis* Dehnh "eucalipto" (Myrtaceae), *Momordica charantia* L. "papayilla" (Cucurbitaceae)", entre otras.

Fenología: Especie generalmente eucrona ya que, con las primeras lluvias de invierno, empiezan a brotar, para luego florecer y fructificar desde el mes de marzo hasta los últimos días del mes de abril o mayo, pero, por ser cultivada, puede florecer hasta el mes de setiembre u octubre.

Estado actual: Es una especie de amplia distribución geográfica por lo que sería considerada en su conservación aparentemente como de Preocupación Menor, LC (UICN, 2012, 2017). En el área de estudio se encuentra desde la ciudad de Trujillo hasta Platanar (ruta Trujillo-Otuzco). Asimismo, se han encontrado alrededor de 200 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano que transita por la ruta. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie para esclarecer su estado de conservación.

Discusión

La simple conversión del barro en arcilla y esta en cerámica implica una serie de procesos analíticos y deductivos realizados por el alfarero, hasta obtener una forma identificable como un producto personal y a la vez social (Campana, 1999: 45).

En ese sentido coincidimos con Ramón (2013:13) cuando sostiene que la historia precolonial andina reposa en la alfarería. Por tanto, la cerámica prehispánica resulta un material privilegiado para interpretar el pasado precolonial andino, por su doble importancia, como medio de subsistencia y testimonio de las sociedades prehispánicas.

En tanto, del análisis morfo-decorativo de la cerámica prehispánica del presente estudio se verificó que las representaciones fitomorfas corresponden a *Annona muricata* L. "guanábana" (Annonaceae) (ver fig. 3).

Las frutas conforman un grupo de alimentos necesarios en la dieta humana (Ávila *et al.*, 2012: 134), son fuentes de fibra (Ramírez *et al.*, 2009: 2) y los vegetales, en general, contienen niveles significativos de componentes que son benéficos para la salud (Ramírez y Pacheco, 2011: 71). Por ello, resaltamos lo planteado por Fernández *et al.*(2007:87) en relación a que la guanábana es un alimento recomendable para una dieta sana. Y es importante también la referencia de Solís *et al.*, (2010: 58) respecto a que el tallo, las hojas y semillas de la familia Annonaceae han sido utilizados históricamente en medicina tradicional por los pueblos indígenas.

En tanto, realizadas las entrevistas a los pobladores de las localidades de Trujillo, Quirihuac, Simbal, Shiran, Poroto, prov. Otuzco, región La Libertad) se determinó que el consumo *Annona guanábana* L. "guanábana" (Annonaceae) se debe a

factores como el conocimiento ancestral y la información que se tiene respecto a su valor nutritivo.

Por tanto, el presente estudio ha demostrado la validez de su hipótesis de investigación: *Annona muricata* L. "guanábana" (Annonaceae) es una fruta conocida por el poblador norteño peruano desde épocas prehispánicas.

Conclusión

Annona muricata L. "guanábana" (*Annonaceae*) es una fruta conocida por el poblador norteño peruano desde épocas prehispánicas.

Agradecimientos

Nuestra gratitud a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, por su apoyo y facilidades de movilidad para la realización de las expediciones botánicas. También, expresamos nuestro agradecimiento al Sr. chofer de la UPAO que con su pulso firme al volante nos transportó sin contratiempos en estos viajes para concluir satisfactoriamente nuestro trabajo

Contribución de los autores

S. L.: Exploraciones botánicas, evaluación del material botánico, toma de fotografías, redacción y revisión del manuscrito; G. G.: Exploraciones botánicas, evaluación del material arqueológico, toma de fotografías, redacción y revisión del manuscrito; L. C.: Redacción y revisión del manuscrito. Los autores hemos leído el manuscrito final, y autorizamos su publicación.

Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Literatura citada

Acosta, J. de. 1590. Historia natural y moral de las Indias. Imprenta de Juan de León, Sevilla, España.

Arroyo, J.; J. Martínez; G. Ronceros, R. Palomino; A. Villareal; P. Bonilla; C. Palomino & M. Quino. 2009. Efecto hipoglicemiante coadyuvante del extracto etanólico de hojas de Annona muricata L. (guanábana), en pacientes con diabetes tipo 2 bajo tratamiento de glibenclamida. EN: Anales de la Facultad de Medicina. 70(3). Lima

APG-III. 2017. Angiosperm Phylogeny Group Website. Disponible en: http://www.mobot.org/MOBOT/research/APweb/ (visitado: 20 de noviembre del 2017).

Ávila, R., M. Pérez; A. Giménez & E. Hernández. 2012. La Guanábana. Una materia prima saludable para la industria de alimentos y bebidas. En: REDIP. UNEXPo. VRB. 2(2). Venezuela.

Bellido, E. Maranga: una perspectiva arqueobotánica en los períodos tardíos. En: https://s3.amazonaws.com

Brako, L. & J. L. Zarucchi (Eds.). 1993. Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. Monographs in Systematic Botany from the Missouri Botanical Garden 45: 1106-1107.

Bonavía, D.; C. Ochoa; O. Tovar & R. Cerrón. 2004. Archaeological evidence of cherimoya (*Annona cherimolia mill.*) and guanabana (*Annona muricata l.*) in Ancient Peru. En: Economic Botany. 58(4). pp. 509-522. USA.

Cárdenas, M. 1989. Manual de plantas económicas de Bolivia. 2a Edición. Los Amigos del Libro, Cochabamba. 325 p.

Campana, C. 1999. Vicús y al alfarería norandina. Universidad Nacional Federico Villareal. Lima.

Chacaltana, S. 2010. Evidencias arqueológicas en Camata Tambo, Tambo Inca ubicado en el valle alto de Moquegua, Andes sur-centrales. En: Arqueología y sociedad. 21. pp

Cobo, B. 1653. Historia del Nuevo Mundo [manuscrito].

Correa, J.; D. Ortiz; J. Larrahondo; M. Sánchez & H. Pachón. 2012. Actividad antioxidante en guanábana (Annona muricata L): una revisión bibliográfica. En Boletín Latinoamericano y del Caribe de Plantas medicinales y arromáticas. (11(2). pp.111-126. Colombia.

Estrella, E. 1982. El pan de América: etnohistoria de los alimentos aborígenes en el Ecuador. Ediciones

Abya-Yala, Quito, Ecuador.

Fernández, V.; B. Sulvarán; G. Ojeda de Rodríguez; R. Nava; J. Delgado; M.Berradre & J. Peña. 2007. Contenido Mineral de la Guanábana (ANNONA Muricata) cultivada en el occidente de Venezuela. EN: Boletín del Centro de Investigaciones Bilógicas. 41(1). Pp. 86-95. Universidad de Zulia. Maracaibo.

Gardiazabal, F. & G. Rosenberg. 1993. El cultivo del "chirimoyo". Universidad Católica de Valparaiso, Facultad de Agronomía, Valparaíso, 145p.

Gayoso, G. & L. Chang. 2017. *Annona cherimola* Mill. "chirimoya" (Annonaceae), una fruta utilizada como alimento en el Perú prehispánico. Arnaldoa 24 (2): 619-634.

González, J.; E. Ávila; L. Reyna; K. Gómez & A. Terán. 2015. Efecto in vitro de extractos Etánolicos del fruto Vitis vinífera (UVA) y Annona muricata (guanábana), en la formación de biofilms Streptococcus mutans ATCC 251775. En: Revista Pueblo Continente. 26(2). Pp. 427-440. Universidad Privada Antenor Orrego. Trujillo.

IUCN. 2012. The IUCN Red List of Threatened Species, v. 2012.1. IUCN Red List Unit, Cambridge, Reino Unido. Disponible en: http://www.iucnredlist.org/.

IUCN Standards and Petitions Subcommittee. 2017. Guidelines for Using the IUCN Red List Categories and Criteria, versión 13. Prepared by the Standards an Petitions Subcommitee. Disponible en: http://www.iucnredlist.org/documents/Red List Guidelines.pdf. Acceso 30 de noviembre 2017.

León, B. & C. Monsalve. 2006. Annonaceae endémicas del Perú. Rev. peru. biol. 13(2): 35-41.

Márquez, L; **C. Pretell & R. Siche.** 2012. Efecto de la temperatura y concentración de sólidos solubles sobre las propiedades reológicas de la pulpa de guanábana 8Annona muricata L.) En Pueblo Continente. 23 (1). Universidad Privada Antenor Orrego. Pp. 113-124. Trujillo.

Morón, F.; **D. Morón & M. Nodarse.** 2010. Valoración de la evidencia científica para recomendar Annona muricata L. (guanábana) como tratamiento o prevención del cáncer. En: Revista Cubana de Plantas Medicinales. 15(3). Ciudad de la Habana.

NRC (National Research Council). 1989. Lost crops of the Incas. Little known plants of the Andes with promise for worldwide cultivation. National Academy Press, Washinton, DC. 445 p.

Pamplona, J. 2004. El poder medicinal de los alimentos, 1ª ed. Editorial Safeliz, Argentina.

Poma, E.; M. Requis; E. Gordillo; G. Fuentes & M. Cesar. 2013. Estudio fitoquímico y actividad antiflamatoria de la Annona muricata L. (guanábana) de Cuzco. En Biblioteca Digital. http://ateneo.unmsm.edu.pe

Portocarrero, W.; **C, Borrego & C. Casusol.** 2017. La alfarería: Presencia y continuidad en el norte del Perú. En: Revista del Museo de Arqueología, antropología e historia. N° 13: 171-196. Trujillo.

Pozorski, T. & S. Pozorski, 1997. Cherimoya and guanabana in the archaeological record of Perú. En. Journal of Ethnobiology. 17(2). pp. 235-248

Ramírez, A. & E. Pacheco. 2009. Propiedades funcionales de harinas altas en fibra dietética obtenidas de piña, guayaba y guanábana. En: Interciencia. 24 (4). Caracas.

Ramírez, A. & E. Pacheco. 2011. Composición química y compuestos bioactivos presentes en pulpas de piña, guayaba y guanábana. En: Interciencia. 36(1). Caracas.

Ramón, G. 2013. Los alfares golondrinos. Productores itinerantes en los Andes. Instituto Francés de Estudios Andinos. Sequilao Editores.

Ravines, R. 1989. Arqueología práctica. Editorial Los Pinos. Lima.

Rodríguez, F.; F. Pérez; M. Obregón; G. Jáuregui; M. Vega & A. Ferradas. 2015. Efecto del tiempo de exposición al ultrasonido sobre las características fisicoquímicas, reológicas y microbiológicas en la pulpa de "chirimoya" *Annona cherimola* Mill. (Annonaceae). Arnaldoa 22 (2): 367-380.

Sanjinés, A.; B. Ollgaard & H. Baslev. 2006. Frutos comestibles, 329-346. En M. Moraes, B. Ollgaard, L. P. Kvist, F. Borchsenius & H. Baslev. Botánica Económica de los Andes Centrales, Universidad San Andrés, La Paz, Bolivia.

Solis, J.; C. Amador; M. Hernández & Durán de Bazüa, M. 2010. Caracterización fisicoquímica y comportamiento térmico del aceite de "almendra" de guanábana (Annona muricata, L). En: Grasas y aceites. 61 (1). México.

The Plant List. 2017. A working list of all plant species. Disponible en: www.theplantlist.org (visitado: 14 agosto del 2017).

Ulloa, C.; J. Zarucchi & B. León. 2004. Diez años de adiciones a la flora del Perú: 1993-2003. Arnaldoa, edición especial.

Vit, P.; B. Santiago & E. Perez. 2014. Composición

quimíca y actividad antioxidante de pulpa, hoja y semilla de Guanábana Anonna muricata L. En. Interciencia. 39 (5). En: http://www.redalyc.org/html/339/33930879008/

ANEXO



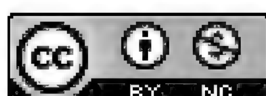
Fig. 3. ***Annona muricata*** **L**. A-B. Representación de "guanábana" en cerámica prehispánica (Fotos: *G. Gayoso & L. Chang, HAO*).

Arnaldoa 25 (1): 141 - 158, 2018
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25109
ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Plan de enmiendas, yeso agrícola, compost mejorado y enriquecido con EM y humus de lombriz, para mejorar el suelo

Plan of amendments, agricultural gypsum, improved and enriched compost with EM and earthworm humus, to improve the soil

Manuel Julio Damian Suclupe
Empresa Promotora del Desarrollo Agropecuario Sostenible S.R.L.
juliodamian66@hotmail.com
Federico Gonzáles Veintimilla
Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, La Libertad, PERÚ.
gonzalesf25@yahoo.com.mx
Pedro Quiñones Paredes
Facultad de Ingeniería Química, Universidad Nacional de Trujillo, La Libertad, PERÚ.
quiones_44@hotmail.com
Jackson Ricardo Terán Iparraguirre
Asesor técnico, Control S.A.C., La Libertad, PERÚ.
richardnaret@yahoo.es



Recibido: 15-IX-2017; aceptado: 20-I-2018; publicado online: 15-III-2018; publicado impreso: 30-IV-2018.

Resumen

Esta investigación tiene como objetivo determinar de qué manera la utilización de un plan de enmiendas, yeso agrícola, compost mejorado y enriquecido con EM, y el humus de lombriz mejoran el suelo en el predio Santa Teresita, distrito y provincia de Lambayeque. La muestra empleada estuvo conformada por las muestras de suelo del área de estudio donde sembró arroz (INIA-510-MALLARES), predio Santa Teresita (6,695059 y 79,897022 UTM; 61 m s.n.m.), distrito, provincia y departamento de Lambayeque. Se observó que en el tratamiento 1, con la aplicación de plan de enmiendas, yeso agrícola y materia orgánica (humus de lombriz y compost mejorado), se obtuvo un rendimiento de 4795,20 kg de arroz, superando al tratamiento 2 en donde se obtuvo un rendimiento de 3124 kg de arroz. Respecto al análisis económico, se observó que en el tratamiento 2, con aplicación de fertilizantes químicos y sin materia orgánica, la parcela testigo, a pesar de haber obtenido menos rendimiento, presentó mayor rentabilidad; mientras que en el tratamiento 1 el costo fue mayor por la aplicación de yeso agrícola y materia orgánica. Se concluye que el plan de enmiendas, yeso agrícola, compost mejorado y enriquecido con EM, y el humus de lombriz, mejoró el suelo y permite obtener un mayor rendimiento por ha (9590,40 kg de arroz), pero una baja rentabilidad (0,24).

Palabras clave: plan de enmiendas, yeso agrícola, compost mejorado, humus de lombriz, suelo.

Abstract

This research aims to determine how the use of a plan of amendments, agricultural gypsum, improved and enriched compost with EM, and earthworm humus improve the soil in Santa Teresita estate, district and province of Lambayeque. The sample used was made up of soil samples from the study area where rice was planted (INIA-510-MALLARES), in Santa Teresita estate (6.695059 and 79.897022 UTM, 61 m a.s.l.), district, province and department of Lambayeque. We observed that in treatment 1, with the application of the plan of amendments, agricultural gypsum and organic matter (earthworm humus and improved compost), a yield of 4795.20 kg of rice was obtained, surpassing the treatment 2 where a yield of 3124 kg of rice was obtained. Regarding the economic analysis, we observed that in the treatment 2, with the application of chemical fertilizers and without organic matter, the control plot showed greater profitability, despite having obtained less yield; while in treatment 1 the cost was higher due to the application of agricultural gypsum and organic matter. We conclude that the plan of amendments, agricultural gypsum, improved and enriched compost with EM, and earthworm humus improved the soil and allows to obtain a higher yield per ha (9590.40 kg of rice), but a low profitability (0.24).

Keywords: plan of amendments, agricultural gypsum, improved compost, earthworm humus, soil.

Citación: Damian, M.; F. Gonzáles; P. Quiñones & J. Terán. 2018. Plan de enmiendas, yeso agrícola, compost mejorado y enriquecido con EM y humus de lombriz, para mejorar el suelo. Arnaldoa 25(1): 141-158. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25109

Introducción

La demanda, cada vez mayor, de alimentos para la población ha conducido a la explotación intensiva de las tierras agrícolas; generalmente basada en la mecanización con tractores y arados inadecuados para una u otra condición de suelo. Lo que ha generado un agudo proceso de degradación, observado en las pérdida de nutrientes y suelo, originado por el golpeteo de las gotas de lluvia y la escorrentía, causa fundamental de la pérdida de capacidad productiva de los suelos cultivados.

La Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) (1994) (citado en García, Lucena &

Criado, 2009) señalan que una de las causas principales de la degradación de los suelos en América Latina es, sin dudas, la aplicación de técnicas de labranzas inadecuadas, con el consiguiente deterioro de las propiedades físicas, químicas y biológicas de los suelos, la disminución de los rendimientos agrícolas y, más importante aún, el deterioro del medio ambiente.

En el Perú, la pequeña y mediana agricultura presenta un sistema de producción caótico, desordenados y con niveles bajos en tecnología, donde los productores agrarios hacen un manejo inadecuado de los suelos, principalmente por desconocimiento, donde utilizan de manera imprudente y en exceso los sistemas de riego, aplicación de fertilizantes sintéticos y mal uso de pesticidas (Altamente tóxicos y no degradables), con alto grado de contaminación y degradación de los suelos, generando daños al medio ambiente, la salud humana y a los productos; por tanto, las enmiendas orgánicas se convierten en una tecnología sostenible que puede ayudar a rentabilizar incorporando a los suelos la abundante producción de residuos de cosechas y permitir mejorar la fertilidad, minimizando la degradación de los suelos (Sanchez & Delgado, 2008).

Los suelos degradados resultan de la acción de múltiples procesos que ocasionan la pérdida o disminución de la productividad y afectan sus propiedades físicas, químicas y biológicas. La agricultura conlleva distintos sistemas de manejo que producen cambios físicos de la estructura en particular, mediante la formación de compactaciones. La pérdida de nutrientes, salinización, acidificación y la contaminación por fertilizantes y herbicidas, son indicadores de procesos de degradación química que sufren los suelos como consecuencia de variadas prácticas agrícolas. Pero si bien la productividad puede recuperarse en forma parcial con adecuadas estrategias de manejo, la problemática del suelo erosionado es imposible de revertir. La erosión es un proceso físico por el cual la totalidad o partes del suelo son removidas, transportadas y depositadas en otro lugar por la acción de los distintos agentes como agua, viento, hielo o gravedad. La antropogénesis o morfogénesis antrópica se refiere a la presencia del hombre, como agente de cambios en el paisaje, generando reacciones de adaptación para establecer un nuevo equilibrio (Jara, 2012).

Sumando a estos grandes problemas, se destaca la escasez de recurso hídrico, que impulsa cada vez más, estudios encaminados a mejorar la gestión del agua, de hecho, la mayor parte de los estudios desarrollados en los últimos años sobre esta temática considera como estrategia a seguir la aplicación de enmiendas orgánicas en la mejorar de la estructura del suelo (Rees & Wackernagel, 2001).

Para mejorar la calidad de los suelos y, disminuir la degradación y contaminación; se viene utilizando la aplicación de enmiendas como el yeso agrícola, compost enriquecido con EM y el humus de lombriz, creando grandes expectativas en este campo debido a que por su alto contenido de materia orgánica, microorganismos, bacterias y micro elementos estos actúan sobre los cambios en la estabilidad estructural y aumentan la capacidad de almacenamiento de agua de los suelos enmendados (Tejada, 2013).

Además, con la característica física del yeso agrícola, así como el humus de lombriz y compost enriquecido con EM; se puede constatar que tienen un potencial fertilizante y son productos adecuados para ser utilizados en la producción de los

diferentes cultivos agrícolas, mejorando las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo (Mendoza, *et al.*, 2010). Esta problemática se la observa en toda la Región Lambayeque, específicamente en el predio Santa Teresita, Sector Pancal, Fundo Capote en el distrito y provincia de Lambayeque; por que dicha realidad motiva la presente investigación.

En la predio Santa Teresita, Sector Pancal, Fundo Capote no existen estudios que adviertan sobre el mal hábito y manejo inadecuado de los suelos, especialmente la degradación y contaminación por efecto de fertilizantes químicos, exceso de riegos, uso y mal uso de pesticidas altamente tóxicos, donde se evidencia que existe un riesgo latente por el empleo indiscriminado de estos productos para potenciar sus rendimientos en sus cultivos es así como los productos los eligen en función a su alto poder de rendimiento al que lo denominan buen producto, por lo que, es importante aplicar un plan de enmiendas en los suelos agrícolas, con el uso de fertilizantes orgánicos, y el yeso agrícola, a fin de mejorar el nivel de degradación de los suelos, ahorro del recurso hídrico y reducción de la contaminación ambiental y del nivel de intoxicaciones, así como también contribuir a la disminución progresiva de la contaminación de los productos cosechados y por ende la salud de la población del predio.

Debido a la escasez de estudios previos al respecto, se pretende, con esta investigación, contribuir al buen uso y manejo de los suelos.

Por tales argumentos, se justifica plenamente el desarrollo de este trabajo, en el cual se pretende evaluar agronómicamente el efecto de la enmienda de yeso agrícola, compost mejorado con EM, y humos de lombriz, aplicados a un suelo degradado y con fertilizante orgánico, estudiando el efecto del aporte de material orgánico sobre las propiedades físico, químico y biológico del suelo.

Material y métodos

El área de estudio, fue el predio Santa Teresita (6,695059 y 79,897022 UTM; 61 msnm), distrito, provincia y departamento de Lambayeque.

El objeto de estudio estuvo constituido por los muestras de suelos. Para realizar el presente trabajo de investigación, se escogió una hectárea destinada para la siembra de arroz (INIA-510-MALLARES), con 10 estaciones de muestreo y realizaron muestreos mensuales, de enero a diciembre del 2016 en el terreno agrícola, en donde se determinó grado de fertilidad del suelo, pH, salinización, materia orgánica, materia inorgánica, flora microbiana, propiedades físico – químicas y biología del suelo.

Material e insumos

Yeso agrícola ($CaSO_4$), fue empleado como enmienda para mejorar el pH del suelo.

Compost mejorado y enriquecido con EM, se utilizó para incorporar materia orgánica al suelo.

Humos de lombriz, fue utilizado como fertilizante orgánico.

Nitrógeno o Urea, se utilizó como fertilizante sintético.

Agua de gravedad, utilizó para la irrigación de las parcelas.

Metodología

Se empleó el método cuantitativo y cualitativo valiéndose de los conocidos atributos o características de las variables

consideradas en la presente investigación, con el propósito de obtener información correspondiente, se requirió aplicar las siguientes técnicas e instrumentos.

En el estudio se consideró dos parcelas de 0,5 has de extensión c/u. Estuvo dividida en cuatro etapas:

Etapa I: Se consideró como etapa preliminar, comprende las actividades de recopilación y análisis preliminar de la información, sobre el tema y área de estudio, preparación de los instrumentos técnicos para el levantamiento de información complementaria en la siguiente etapa (Etapa de Campo), pudiéndose determinar esta etapa como acopio de información, tales como guía técnica, guía ecológica, estudios anteriores y normas legales.

Etapa II: Fue la etapa de campo, comprendió la identificación y determinación del área de investigación, así como la recopilación de información complementaria sobre los diversos tópicos que comprende el estudio tales como aspectos técnicos, físicos, biológicos, sociales y económicos del área de influencia del proyecto, identificándose los impactos ambientales y realizando un diagnóstico de la situación de los mismos, además se realizaron las siguientes actividades.

Se realizó el trabajo de investigación previa para conocer la producción, manejo, tecnología y problemática presentada en las tres últimas campañas.

Se procedió a determinar las dos parcelas objeto de trabajo, para precisar sus medidas perimetrales y estado de campo

Etapa III: Consideró como etapa de inicio de los trabajos de campo. Comprendió la toma de muestras de suelo, con la finalidad de identificar el grado de fertilidad de los suelos, pH, salinización, materia orgánica, materia inorgánica, flora microbiana, propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo; el análisis de suelo se realizó en el Laboratorio de Análisis de Suelos y aguas del INIA Lambayeque.

Luego de obtener los análisis de campo, se procedió a realizar el desarrollo del plan de investigación en la parcela experimental, la dosificación se realizó de acuerdo a los resultados obtenidos en los análisis. El diseño de investigación fue:

Parcela experimental (0,5 has):

Aplicación de yeso agrícola, para disminuir la salinidad del suelo, incorporando al suelo con maquinaria en el momento de preparación del campo.

Aplicación de compost mejorado con tecnología EM, incorporando al suelo con maquinaria en el momento de la preparación del suelo.

Aplicación del humus de lombriz al momento del prendimiento del cultivo.

Aplicación del 50% del fertilizante sintético que usa agricultor al momento del prendimiento del cultivo.

Parcela testigo (0,5 has):

No se realizó ningún tipo de tratamiento.

Se realizó un monitoreo y seguimiento en el proceso productivo en sus diferentes etapas hasta finalizada la investigación.

Etapa IV: consideró como etapa final de gabinete, en esta etapa se realizó el procesamiento de la información obtenida en las etapas anteriores, lo que permitió obtener indicadores de utilidad para el análisis de conclusiones correspondientes. Este proceso finalmente da como resultado el presente documento, el cual forma parte de los estudios integrales de investigación proyectada, por lo que se tiene que realizar

en esta etapa la evaluación de la enmienda y su determinación en el mejoramiento y recuperación de los suelos.

Procesamiento de datos

Los datos recolectados del grado de fertilidad de los suelos, pH, salinización, materia orgánica, materia inorgánica, flora microbiana, propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo fueron clasificados y tabulados para su posterior análisis.

Los datos registrados fueron clasificados y tabulados para su posterior análisis; utilizando los programa SPSS versión 23.00 y EXCEL 2010. Además, se realizaron graficas que mostraron los resultados obtenidos, con lo que se pretendió demostrar el efecto de emplear un plan de enmienda, yeso agrícola, compost mejorado y enriquecido con EM y humus de lombriz. Del mismo modo se obtuvieron los parámetros de media, varianza y desviación estándar.

Se empleó la escala de intervalo, que representa un nivel de medición más preciso, matemáticamente hablando; no solo establece un orden en las posiciones relativas de los objetos o individuos, sino que se mide también la distancia entre los intervalos o las diferentes categorías o clases. En este caso, la medición se ejecuta en el sentido de una escala de intervalo; esto es, si la asignación de números a varias clases de objetos es tan precisa que se sabe la magnitud de los intervalos (distancias) entre todos los objetos de la escala, se ha obtenido una medida de intervalo.

Resultados

El suelo del área de estudio presentó las siguientes características físicas: 26,50% de arena, 50,00% de limo y 23,50% de arcilla; encontrándose en la clasificación de textura como Franco – arcilloso; como se aprecia en el cuadro 1.

Cuadro 1. Caracterización química del suelo.

Parámetro	Antes de siembra	Después de siembra	Parcela Testigo
pH	7,4	7,5	7,6
Conductividad eléctrica (CE) - mhos/cm	10,20	7,20	14,72
Materia orgánica (MO) - %	1,42	1,42	1,28
Fosforo (p) ppm	6,60	6,50	7,20
Potasio (K) ppm	340	327	348
Calcáreo %	3,25	3,26	2,86
Tipo de suelo	Franco arcilloso	Franco arcilloso	Franco arcilloso
Sodio intercambiable (Meq/100 g)	1,462	1,026	1,375
CIC (Meq/100 g)	12,615	12,28	12,85
PSI (%)	11,59	8,36	12,87
Tipo de suelo	Salino	Moderadamente salino	Salino potencial sódico
Densidad aparente (Grs.suelo/cc)	1,321	1,226	1,3
Porciento de porosidad	50,32	52,10	49,92

Fuente: Laboratorio de Análisis de Suelos y aguas del INIA Lambayeque (2016).

En el análisis del humus de lombriz, se apreció que fue un ligeramente salino (8,4 de pH), por otro lado las concentraciones de materia orgánica fue de 40,90%, con una humedad máxima del 40,00% y una relación de C/N de 9,6 (cuadro 2). Por otro lado se realizó un estudio de las características químicas, identificándose la presencia de nutrientes, micronutrientes, oligoelementos y metales pesados (cuadro 3).

Cuadro 2. Características del humus de lombriz.

Características	Parámetros	Valor
Exclusivas	pH	8,4
	Colonia Bacteriana	miles de millones por producto
	Ácidos húmicos	9%
Complementarias	Materia Orgánica	40,90%
	Humedad Máxima	40,00%
	Carbono Orgánico	20,14%
	Relación C/N	9,6
Microorganismos	*Salmonella*	0,00 P/A en 25 g. (ausencia total)
	Escherichia coli	<10 UFC/g.

Cuadro 3. Caracterización química de las enmiendas orgánicas de humus de lombriz.

Principales nutrientes	Valor	Micronutrientes	Valor
Nitrógeno orgánico (N)	2,31%	Hierro (Fe)	8,80 ‰
Fósforo orgánico (P)	1,46%	Cinc (Zn)	0,38 ‰
Potasio (K)	2,37%	Cobre (Cu)	0,06 ‰
Nutrientes secundarios u oligoelementos	**Valor**	**Metales pesados**	**Valor**
Calcio (Ca)	9,70%	Cadmio (Cd)	0,20 ppm
Manganeso (Mg)	1,42%	Níquel (Ni)	11,00 ppm
Azufre (S)	0,81%	Plomo (Pb)	8,00 ppm
Sodio (Na)	0,45%	Mercurio (Hg)	0,02 ppm
		Cromo (Cr)	11,00 ppm
		Cromo (VI)	<0,50 ppm (inapreciable)

Los valores encontrados para el compost mejorado y enriquecido con EM se presentan en el cuadro 4, encontrado un pH ligeramente salino (8,4), con una relación de 9,6 para C/N y con una concentración de *E. coli* de < 1 000 NMP/g. Por otro lado se realizó un estudio de las características químicas, identificándose la presencia de nutrientes, micronutrientes, oligoelementos y metales pesados (cuadro 5).

Cuadro 4. Características del compost mejorado y enriquecido con EM

Características	Parámetro	Valor
Exclusivas	pH	8,4
	Colonia Bacteriana	miles de millones por producto
	Tamaño de las partículas	2 – 10 (mm)
Complementarias	Materia Orgánica	35,00%
	Humedad Máxima	30,00 - 40,00%
	Impurezas	3,00%
	Carbono Orgánico	<20,00%
	Relación C/N	9,6
Microorganismos	*Salmonella*	0,00 P/A en 25 g (ausencia total)
	Escherichia coli	<1 000 NMP/g

Cuadro 5. Caracterización química de las enmiendas orgánicas: compost mejorado y enriquecido con EM.

Principales nutrientes	Valor	Micronutrientes	Valor
Nitrógeno orgánico (N)	1,30%	Cinc (Zn)	200,00 ppm
Fósforo orgánico (P)	0,90%	Cobre (Cu)	70,00 ppm
Potasio (K)	0,0076%	----	-----
Nutrientes secundarios u oligoelementos	**Valor**	**Metales pesados**	**Valor**
Calcio (Ca)	2,90%	Cadmio (Cd)	0,70 ppm
Manganeso (Mg)	0,53%	Níquel (Ni)	25,00 ppm
Sodio (Na)	0,0047%	Plomo (Pb)	2500 ppm
Otros	94,3577%	Mercurio (Hg)	0,5 ppm
		Cromo (Cr)	70,00 ppm

Por otro lado, el yeso orgánico presentó un pH básico (7,75), con una bajo concentración de humedad (0,60%) y granulométricamente presentó un valor de ≤ 0.04 mm; también se identificó bajas concentraciones de metales pesados (níquel, cadmio, plomo, fósforo, hierro, cobre y zinc) y como nutrientes se encontró al $CaSO_4$, Carbonatos insolubles y materia seca (cuadro 6). Por otro lado en el cuadro 7 se muestra las concentraciones de los parámetros químicos (calcio, manganeso, potasio, sulfuro, sodio, azufre y sulfato de calcio).

Cuadro 6. Características del yeso agrícola

Características	Parámetro	Valor
Sensorial	Color	Blanco-Beige
	Olor	Inodoro
Fisicoquímicas	pH	7,75
	Apariencia física	Polvo granulado
	Granulometría	≤ 0.04 mm
	Humedad	0.60%
Metales pesados	Níquel	0,0003%
	Cadmio	0,0002%
	Plomo	0,0006%
	Fósforo	0,39 mg/kg
	Hierro	1,83 mg/kg
	Cobre	0,43 mg/kg
	Zinc	0,66 mg/kg
Nutrientes	$CaSO_4$	93,26%
	Carbonatos insolubles	3,09%
	Materia seca	99,4%

Cuadro 7. Caracterización química del yeso agrícola

Parámetro	**Valor (%)**
Calcio (Ca)	43,0
Manganeso (Mg)	2,0
Potasio (K)	1,1
Sulfato	0,4
Sodio (Na)	44,0
Azufre (S)	9,5
Sulfato de Calcio	14,7
Total	100.0

En la implementación de los Tratamientos se utilizó un experimental y un testigo como se presentó a continuación:

T1: Materia orgánica: Humus de lombriz, compost mejorado, yeso agrícola y sulfato de amonio.

T2: Testigo: parcela del agricultor: 0 materia orgánica, abono sintético.

En el cuadro 8, se presentan las concentraciones del tipo de abono, yeso agrícola y sulfato de amonio, de acuerdo al tratamiento y área a trabajar para la experimentación. Así mismo, en el cuadro 9, se presentaron los datos referidos a las concentraciones para el tratamiento testigo.

Cuadro 8. Tratamiento N° 1: Área = 0,50 ha. Experimental: materia orgánica humus de lombriz, yeso agrícola, compost mejorado y sulfato de amonio.

Cantidad * Ha (Kg)	Cantidad * Tratamiento (Kg)	Momento de aplicación
5 000	2 500	**Abono orgánico, Humus de Lombriz:** 1° 50% a los 46 días de edad de la planta: 1,250 Kg. 2° 50% a los 68 días de la planta: 1,250 Kg.
6 000	3 000	**Abono orgánico, Compost Mejorado:** 1° 50% a los 46 días de edad de la planta: 1,500 Kg. 2° 50% a los 68 días de edad de la planta: 1,500 Kg.
625	625	**Yeso Agrícola** 1° 50% a los 46 días de edad de la planta: 312.50 Kg. 2° 50% a los 68 días de edad de la planta: 312.50 Kg.
150	150	**Sulfato de Amonio** 1° 50% a los 46 días de edad de la planta: 75.00 Kg. 2° 50% a los 68 días de edad de la planta: 75.00 Kg.
Es necesario mencionar que el sulfato de amonio en la primera y segunda aplicación se hizo principalmente como fuente de nitrógeno energético para los microrganismos del suelo y que además sirve como nutriente para el cultivo		

Primera Aplicación (50%): 1,250.00 Kg. De Humus de Lombriz, 1,500.00 Kg. De compost mejorado como fertilizantes orgánicos, 312.50 Kg. De Yeso Agrícola o sulfato de calcio, para disminuir el grado de salinidad de los suelos y 75 Kg. Sulfato de amonio como fuente nitrogenada energética para los microorganismos del suelo, todo ello dependiendo de la disponibilidad de agua se puede incorporar al voleo antes del trasplante o con maquinaria agrícola en el momento de preparación del campo, o de lo contrario después del trasplantó.

Segunda Aplicación (50%): 1 250,00 Kg. De Humus de Lombriz, 1 500,00 Kg. De compost mejorado como fertilizantes orgánicos de 312,50 Kg. De Yeso Agrícola o sulfato de calcio, para disminuir el grado de salinidad de los suelos y 75 Kg. Sulfato de amonio como fuente nitrogenada energética para los microorganismos del suelo, todo ello incorporado al voleo antes que en el

cultivo de arroz se produzca el punto de algodón o inicio de formación de la panoja.

En el cuadro 9, se aprecia que no hubo ningún tipo de intervención de los autores y fue ejecutada con tecnología y manejo del agricultor, pero fue de vital importancia porque nos permitió comprobar los resultados de la parcela investigada.

Cuadro 9. Tratamiento N° 2: Área = 0,50 ha. Testigo: úrea + sulfato de amonio.

Cantidad * Ha (Kg)	Cantidad * Tratamiento (Kg)	Momento de aplicación
0	0	Tecnología del agricultor: 0 materia orgánica
450	225	**Urea:** 1º 100Kg a los 50 días de edad de la planta 2º 125Kg a los 75 días de edad de la planta
300	150	**Sulfato de Amonio:** 3º 150Kg a los 95 días de edad de la planta

En el registró de componentes de rendimiento, se determinó que el número de golpes promedio para el tratamiento experimental (T 1) fue de 12 y para el tratamiento testigo (T 2) fue de 11 (cuadro 10).

Cuadro 10. Número promedio de golpes por m^2.

Tratamiento	**Repeticiones**	**Nº de golpes/m^2**	Promedio
1	1	14	**12**
	2	11	
	3	12	
	4	9	
	5	13	
2	1	13	**11**
	2	9	
	3	10	
	4	12	
	5	11	

En lo referido al número de panojas por golpe, se presentó en la tabla 11, indicándose que el valor promedio para el tratamiento experimental fue de 24, a diferencia del tratamiento testigo que fue de 20 panojas por golpe en promedio. Así mismo se determinó que el número total de panojas por m^2 fue de 288 para el tratamiento experimental y de 220 para el tratamiento testigo.

Cuadro 11. Número promedio de panojas por golpe.

Tratamiento	**Repeticiones**	**Nº de golpes/m²**		Promedio
1	1	20	26	**24**
	2	28	18	
	3	21	31	
	4	29	30	
	5	15	22	
2	1	15	25	**20**
	2	17	20	
	3	25	18	
	4	18	21	
	5	22	19	

En el cuadro 12, se aprecia que el número promedio de granos por panoja fue de 135 para el tratamiento experimental y de 95 para el tratamiento testigo. Mientras que el peso promedio por panoja fue de 3.33g para el tratamiento experimental y de 2.84 g para el tratamiento testigo (cuadro 13).

Cuadro 12. Número promedio de granos por panoja.

Tratamiento	**Repeticiones**	**Nº de granos por panoja**		Promedio
1	1	119	134	**135**
	2	104	116	
	3	157	102	
	4	141	148	
	5	182	147	
2	1	83	98	**95**
	2	97	89	
	3	104	96	
	4	97	102	
	5	97	87	

Cuadro 13. Peso promedio por panoja.

Tratamiento	**Repeticiones**	**Peso / panoja (g)**		Promedio
1	1	3,26	2,84	**3,33**
	2	3,13	2,92	
	3	3,18	3,73	
	4	3,75	3,67	
	5	3,29	3,53	
2	1	3,25	2,87	**2,84**
	2	2,74	2,80	
	3	2,65	2,84	
	4	2,70	2,90	
	5	2,84	2,85	

En el rendimiento, se identificó que en el tratamiento experimental se logró mayor rendimiento con valor de 4 795,20 kg por 5 000 m^2, mientras que el rendimiento con valor de 3 124,00 kg por 5 000 m^2 (cuadro 14). En el cuadro 15 se realizó un resumen de los componentes de rendimiento.

Cuadro 14. Peso de grano por m^2 y rendimiento por tratamiento.

Tratamiento	**Peso (g) / m^2**	**Kg/m^2**	**Rendimiento/Tratamiento (Kg)**
1	959,04	0,95904	4 795,20
2	624,80	0,62480	3 124,00

Cuadro 15. Resumen de componentes de rendimiento.

Componente	**Tratamiento**	
	1	**2**
Nº Golpes promedio / m^2	12	11
Nº panoja promedio / golpe	24	20
Nº panojas promedio / m^2	310	135
Nº granos/panoja	220	95
Peso / panoja (g)	3,33	2,84
Peso de Granos (g) / m^2	959,04	624,80
Peso granos (kg) / m^2	0,95904	0,62480
Rendimiento / Tratamiento (kg)	4 795,20	3 124,00
Rendimiento / Ha (kg)	9 590,40	6 248,00

En el análisis económico, se apreció que a pesar que el tratamiento experimental tuvo un rendimiento mayor, el costo fue mayor, no teniendo una rentabilidad buena (0,24); esto debido a que se aplicó solo para 0,5 ha. Mientras que el costo / beneficio para el tratamiento testigo fue de 0,79 de rentabilidad, generando mayor utilidad (S/. 1 937,60), como se presentó en el cuadro 16.

Cuadro 16. Análisis económico.

Componente	**Tratamiento**	
	1	**2**
Rendimiento / Tratamiento (Kg)	4 795,20	3 124,00
Precio / Kg (S/.)	1,40	1,40
Valorización (S/.)	6 413,28	4 373,60
Costo (S/.)	5 187,20	2 436,00
Utilidad (S/.)	1 226,08	1 937,60
Rentabilidad: Costo / Beneficio	0,24	0,79

Discusión

Las enmiendas son sustancias que se añaden al suelo con el objeto de mejorar sus características físicas, biológicas y químicas. Estas pueden estar constituidas por desechos de origen animal, vegetal o mixto (enmienda orgánica) o también mineral (enmienda química). Las enmiendas orgánicas pueden consistir en residuos de cultivos dejados en el campo después de la cosecha (rastrojos); restos orgánicos de la explotación agropecuaria (estiércol, purín); restos orgánicos del procesamiento de productos agrícolas; desechos domésticos, (basuras de vivienda, excretas); Humus de lombriz; y el Compost, preparado con las mezclas de los compuestos antes mencionados y mediante un proceso de descomposición controlada. Las enmiendas químicas lo constituyen productos minerales que restauran propiedades físicas y químicas en el suelo (Artica, 2012).

En el cuadro resumen de los componentes de rendimiento se observa que el tratamiento 1 con la aplicación de yeso agrícola y materia orgánica (humus de lombriz y compost mejorado) se obtuvo un rendimiento de 4 795,20 kg, superando al tratamiento 2 que obtuvo un rendimiento de 3 124 kg. parcela del agricultor que no uso materia orgánica, el tratamiento 1 supero al tratamiento 2 en todos los componentes de rendimiento como se observa en los cuadros indicados anteriormente, tales como: número de golpes/m^2, número de panojas, peso por panoja, número de granos por panoja, estos mayores resultados se explica debido a la importancia y beneficios en las características físicas. Químicas y microbiológicas que tiene la materia orgánica en los suelos; para evaluar las características mencionadas anteriormente se procedió a analizar el suelo antes y después de la instalación del experimento en el cultivo de arroz.

Esto concuerda con los estudios de Tejada

(2013) menciona que la estructura del suelo pobre es un factor limitante importante en el rendimiento de los cultivos. Lo esencial a los muchos beneficios del yeso es el más alto rendimiento a un mínimo costo. El yeso puede ayudar a romper el suelo compactado. La compactación del suelo se puede evitar al no arar o conducir la maquinaria en el suelo cuando está demasiado húmedo. La compactación en muchos pero no todos los suelos pueden ser disminuidos con yeso, sobre todo cuando se combina con la labranza profunda para romper la compactación. La combinación con mejoras orgánicas también ayuda, sobre todo previniendo a que vuelva a compactarse.

El suelo tratado con yeso tiene una menor densidad en comparación con los suelos no tratados. El material orgánico incluso puede disminuirla aún más cuando ambos se utilizan. El suelo blando es más fácil de arar, y los cultivos al igual que el suelo mejoran. La aplicación generosa de yeso es un buen procedimiento para iniciar un pedazo de tierra en la gestión de no labranza del suelo o de los pastos. La mejora de la concentración del suelo y la permeabilidad persistirá durante años y los fertilizantes aplicados en la superficie penetrarán más fácilmente a consecuencia del yeso (Fornes, *et al.*, 2012).

El yeso puede disminuir y prevenir la formación de las costras en la superficie del suelo que son el resultado de gotas de lluvia o de riego por aspersión en suelos inestables. La prevención de la formación de costras significa que más semillas germinarán, las semillas germinarán más rápida y fácilmente poco días antes de la cosecha y del mercado. La germinación de semillas a menudo ha sido aumentada de 50 a 100 por ciento. La prevención de costras en los suelos dispersivos es una reacción de floculación (Mendoza, *et al.*, 2009).

El calcio del yeso puede ayudar a disminuir la pérdida por volatilización del amoniaco nitrogenado de las aplicaciones de amoniaco, nitrato de amonio, UAN, urea, sulfato de amonio, o cualquiera de los fosfatos de amonio. El calcio puede disminuir la eficacia de pH por la precipitación de carbonatos y también por la formación de un complejo de la sal de calcio con el hidróxido de amonio que impide la pérdida de amoníaco hacia la atmósfera. En realidad calcio mejora la absorción de nitrógeno por las raíces de las plantas sobre todo cuando las plantas son jóvenes. Este es provisto por el yeso, es esencial para los mecanismos bioquímicos por los cuales la mayoría de los nutrientes de las plantas son absorbidos por las raíces. Sin el calcio adecuado, los mecanismos de absorción podrían fallar (Cano, 2014).

El yeso mejora las tasas de infiltración del agua en los suelos y también la conductividad hidráulica del suelo. Es una protección contra el exceso de escurrimiento de agua especialmente en grandes tormentas que vienen acompañadas con la erosión. La utilización de yeso puede disminuir la erosión eólica e hídrica de los suelos. Graves problemas de polvo puede ser reducido, especialmente cuando se combinan con el uso de agua de polímeros solubles. Menos residuos de plaguicidas y nutrientes se escapan de la superficie de tierra para llegar a los lagos y los ríos, cuando se aplican las correcciones apropiadas para estabilizar el suelo. El yeso tiene varias ventajas ambientales (APROLAB, 2007).

Al observar el cuadro del análisis económico, nos indicó que el tratamientos 2 con aplicación de fertilizantes químicos sin materia orgánica parcela testigo o del agricultor, a pesar de haber obtenido menos

rendimiento, sin embargo la rentabilidad es mayor debido a que en el tratamiento 1 el costo fue mayor por la aplicación de materia orgánica; pero por otro lado hay que indicar que las condiciones y características físicas, químicas y microbiológicas han mejorado, quedando como una inversión a mediano y largo plazo y no como gasto a corto plazo, en cuanto a las características físicas ha mejorado la estructura del suelo, dando como resultado una mejor densidad aparente con mayor porcentaje de porosidad, en cuanto a condiciones químicas del suelo ha mejorado la capacidad de intercambio catiónico, ha disminuido el porcentaje de sodio intercambiable, y en cuanto a las características microbiológicas ha mejorado la fauna benéfica del suelo, dándole más vida; estos microorganismos, permiten la degradación de la materia orgánica presente en el suelo y con esta degradación van soltando paulatinamente los nutrientes al cultivo.

Los suelos que han sido tratados con yeso tienen un nivel más amplio de humedad del suelo donde es seguro arar sin el peligro de compactación o defloculación. Esto va acompañado con una mayor facilidad de labranza y mayor efectividad en la preparación del semillero y el control de la maleza. Se requiere menor energía para la labranza (Cano, 2014). En lo referido a esto Cano (2014) indica que un análisis económico resulta ser tener una alta rentabilidad, es decir al aumentar el área de cultivo aumenta la rentabilidad del producto.

De igual manera, Tejada (2013) indica que se aumenta el área de cultivo con un buen plan de enmiendas se puede obtenerse una mayor rentabilidad de producto y al mismo tiempo mejorar el rendimiento del cultivo.

Conclusiones

El plan de enmiendas, yeso agrícola, compost mejorado y enriquecido con EM, y el humus de lombriz, mejoró el suelo, permitiendo obtener un mayor rendimiento por ha (9590,40 kg), pero una baja rentabilidad (0,24).

Se recomienda el uso de un plan de enmiendas yeso agrícola, compost mejorado y enriquecido con EM, y el humus de lombriz; para mejorar suelos, así como aplicar en una mayor extensión de suelo que permita aumentar la rentabilidad.

Literatura citada

APROLAB, 2007. Manual para la producción de compost con microorganismos eficaces. Material elaborado por el programa de apoyo a la formación profesional para la inserción laboral en el Perú - Capacitate Perú. Lima: Instructivo No. 001. República del Perú.

Artica, M., 2012. Conservación de Suelos. [En línea] Available at: www.agrorural.gob.pe/index.php?option=com_docman&Itemid

Cano, M., 2014. Acidez y Alcalinidad de los Suelos: Manejo y Corrección de la Acidez de los Suelos.. [En línea] Available at: http://tiposagricultura.blogspot.pe/2014/07/acidez-y-alcalinidad-de-los-suelos.html

Fornes, F. y otros, 2012. Composting versus vermicomposting: A comparative study of organic matter evolution through straight and combined processes. España: Bioresource Technology.

García, P., Lucena, J. & Criado, S., 2009. Guía práctica de la fertilización racional de los cultivos en España. Madrid: Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino.

Jara, D., 2012. Manejo de suelos degradados.. Tingo María - Perú: Universidad Nacional Agraria de La Selva, Facultad de Recursos Naturales Renovables.

Mendoza, D. y otros, 2010. Uso de vermicomposts y compost de residuos hortícolas como componentes de sustratos para propagación de plantas mediante estaquillado.. Madrid, Actas de las II Jornadas de la Red Española, pp. 1-8.

Mendoza, D. y otros, 2009. Uso de vermicomposts y compost de residuos agrícolas como sustratos para la producción de planta ornamental. Actas de Horticultura, pp. 664-669.

Rees, W. & Wackernagel, M., 2001. Our Ecological Footprint: Reducing Human Impact on the Earth. Santiago de Chile: Colección Ecología y Medio Ambiente, Lom ediciones.

Sanchez, P. & Delgado, L., 2008 . Biodiversidad y conservación de plantas vasculares. Murcia: Univ. de Murcia/Fundación Séneca/DGMN.

Tejada, J., 2013. Rendimiento y calidad: Uso de enmiendas orgánicas. [En línea] Available at: http://www.expocafeperu.com/archivos2013/conferencias/05_PRESENTACION%20CPISAC%20JOSE%20ANTONIO%20TEJADA.pdf

Arnaldoa 25 (1): 159 - 178, 2018
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25110

ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Manejo de plaguicidas en cultivos de *Zea mays* L. "maíz" (Poaceae), *Brassica cretica* Lam. "brócoli" (Brassicaceae), *Apium graveolens* L. "apio", *Coriandrum sativum* L."cilantro" (Apiaceae), *Allium fistulosum* L. "cebolla china" (Amaryllidaceae) en la campiña de Moche, Trujillo, Perú

Pesticide management in crops of *Zea mays* L. "corn" (Poaceae), *Brassica cretica* Lam. "broccoli" (Brassicaceae), *Apium graveolens* L. "celery", *Coriandrum sativum* L. "coriander" (Apiaceae), *Allium fistulosum* L. "scallion" (Amaryllidaceae) in Moche countryside, Trujillo, Peru

Ana M. Guerrero Padilla
Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, PERÚ.
mguerrero@unitru.edu.pe



Recibido: 2-I-2018; aceptado: 15-II-2018; publicado online: 15-III-2918; publicado impreso: 30-IV-2018.

Resumen

El presente estudio tuvo como objetivo determinar el manejo de plaguicidas en la campiña de Moche, Trujillo, Perú. Se encontró que el 80% de agricultores poseen menos de 3 ha, correspondiendo a 13% de agricultores en el sector de Jushape, 50% en Cobranza, 63% en Chaquín Alto, 25% en Herequeque y 40% en El Tanque. Se presentaron los principales cultivos: *Zea mays* L. "maíz" (Poaceae), *Brassica cretica* Lam. "brócoli" (Brassicaceae), *Apium graveolens* L. "apio", *Coriandrum sativum* L. "cilantro" (Apiaceae) y *Allium fistulosum* L. "cebolla china" (Amaryllidaceae). Los agricultores hacen uso indiscriminado de los plaguicidas en 90% en el sector El Tanque, 85% en el sector Chaquín Alto y 83% en el sector Cobranza, constituyendo un peligro latente para la salud. Se determinó que el 50% de pobladores no utilizaron ningún equipo básico de seguridad, como es el caso del sector de Huerequeque, y con un rango del 20 al 37% para los sectores de Chaquín Alto, El Tanque, Cobranza y Jushape. Asimismo, se encontró una acumulación de envases contaminados en las parcelas agrícolas y falta de respuesta para su manejo y disposición final.

Palabras clave: plaguicidas, *Zea mays*, *Brassica cretica*, *Apium graveolens*, *Coriandrum sativum*, *Allium fistulosum,* campiña de Moche.

Abstract

The present study had as main objective to determine the pesticide management in Moche countryside, Trujillo, Peru. We found that 80% of farmers own less than 3 ha, corresponding to 13% of farmers in Jushape sector, 50% in Cobranza, 63% in Chaquín Alto, 25% in Herequeque and 40% in El Tanque. The major crops are *Zea mays* L. "corn" (Poaceae), *Brassica cretica* Lam. "broccoli" (Brassicaceae), *Apium graveolens L.* "celery", *Coriandrum sativum* L. "coriander" (Apiaceae) y *Allium fistulosum* L. "scallion" (Amaryllidaceae). Farmers make indiscriminate use of pesticides at 90% in El Tanque sector, 85% in Chanquín Alto sector and 83% in Cobranza sector, which can cause serious damages to health. It was determined that 50% of people did not use any basic safety equipment, such as in Huerequeque sector, and within a range of 20 to 37% in Chaquín Alto, El Tanque, Cobranza and Jushape sectors. Likewise, accumulation of contaminated containers were found in agricultural plots, as well as a lack of response for handling and final disposal of them.

Keywords: pesticide, *Zea mays*, *Brassica cretica*, *Apium graveolens*, *Coriandrum sativum*, *Allium fistulosum,* Moche countryside.

Citación: Manejo de plaguicidas en cultivos de *Zea mays* L. "maíz" (Poaceae), *Brassica cretica* Lam. "brócoli" (Brassicaceae), *Apium graveolens* L. "apio", *Coriandrum sativum* L."cilantro" (Apiaceae), *Allium fistulosum* L. "cebolla china" (Amaryllidaceae) en la campiña de Moche, Trujillo, Perú. Arnaldoa 25(1): 159-178. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25110

Introducción

La Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO, 2011), define a los plaguicidas como: cualquier sustancia o mezcla de sustancias destinadas a prevenir, destruir o controlar cualquier plaga, incluyendo vectores de enfermedades humanas o de los animales, las especies no deseadas de plantas o animales que causen perjuicios o que interfieren de cualquier forma de producción, elaboración, almacenamiento, transporte o comercialización de alimentos, productos agrícolas, madera y sus derivados o alimentos para animales o que pueden administrarse a los animales para combatir insectos, arácnidos u otras plagas en o sobre sus cuerpos (MINSA, 2007; Montoro *et al.*, 2009).

Los plaguicidas son productos químicos muy empleados por el hombre para el

control de plagas agrícolas y su aplicación correcta es la medida más aceptada y efectiva para lograr la máxima producción y mejor calidad de los cultivos (Van Hemmen, 1993). Los plaguicidas son compuestos microcontaminantes que tienen efectos ecológicos (Pirkle *et al.*, 1995), y de acuerdo al tipo de plaguicida será el daño o repercusión en los organismos vivos (Devine *et al.*, 2008). El elemento natural que se contamina más fácilmente es el agua, al arrastrar los plaguicidas y verter estos compuestos en las vertientes de agua, mar, ríos, pozos, daña la pureza del agua haciéndola tóxica (Masís *et al.*, 2008; Guerrero & Otiniano, 2012) y el efecto tóxico puede ocurrir por dos mecanismos: bioconcentración y bioampliación (Martínez, 2010).

Estudios realizados en el valle de Mexicali, México demostraron que el uso de agroquímicos estaba íntimamente relacionado con los modelos agrícolas que se han venido adoptando desde su origen como zona productora. El tipo de productos químicos utilizados para contrarrestar las plagas se ha observado una evolución similar a la tendencia general en la agricultura estadounidense, en particular en las zonas de California, aunque con diferencias importantes en cuanto a las reglamentaciones (Moreno & López, 2005).

El uso de los plaguicidas ha producido grandes beneficios agrícolas y, a la vez, graves problemas de salud pública que requieren solución. En algunos estudios de los años ochenta y noventa (OMS, 1990; 1992 y 1993), Los riesgos asociados al uso de plaguicidas no sólo se relacionan con las alteraciones al ecosistema sino también a los seres humanos. Los plaguicidas son productos capaces de causar toxicidad ya sea por exposición aguda o crónica. La exposición crónica a éstos suele ser de carácter no intencional y es considerada un factor de riesgo para el desarrollo de enfermedades neurodegenerativas (Hernández *et al.*, 2007; Gutiérrez *et al.*, 2015).

Se presentan datos relacionados con la importancia económica de la industria de los plaguicidas y se describe la situación de las intoxicaciones agudas por exposición a plaguicidas y por consumo de alimentos contaminados con ellos. Estos datos revelan que las intoxicaciones por plaguicidas son más frecuentes en los países en desarrollo que en los países industrializados, pese a que su consumo general es menor en los primeros. También se estiman los costos económicos relacionados con las intoxicaciones causadas por estas sustancias y se examinan, por último, algunos aspectos adicionales de la situación descrita, con hincapié en la necesidad de reducir el uso de los plaguicidas (Ramírez & Lacasaña, 2001; Benites-Leite *et al.*, 2007; Yucra *et al.*, 2008).

Según estimaciones de la Organización Mundial de la Salud cada año entre 500000 y 1 millón de personas se intoxican con plaguicidas y entre 5000 y 20000 mueren. Al menos la mitad de los intoxicados y el 75% de los que fallecen son trabajadores agrícolas, el resto se debe a envenenamientos por consumo de alimentos contaminados. En total entre los dos grupos la mortalidad alcanza la cifra de 220 mil defunciones al año (OMS, 1990; Alavanja, 2009).

En 1995 un estudio en mujeres embarazadas en Tailandia reveló que el 75 por ciento de ellas estaban contaminadas con pesticidas organoclorados, en valores en sangre que oscilaban de: 10.15, 1.21, 1.61, 0.80, 6.95, 3.56, 1.03 y 1.47 ppb; también se reveló que los neonatos tenían niveles de 0.62, 5.05 y 1.24 ppb, siendo los pesticidas detectados DDE, DDT, lindano, HCH,

heptacloro. De la misma manera, un estudio realizado por Waliszewsk en Veracruz, México demostró que en jóvenes menores de 20 años de edad niveles de contaminación con DDT entre 9 y 20 ppm (Torres & Capote, 2004).

Los gobiernos de América Latina y el Caribe deben acelerar la retirada de los plaguicidas altamente peligrosos de sus mercados, señaló la FAO en reacción al incidente ocurrido en Bihar, India, en el cual 23 niños murieron al ingerir alimentos contaminados con monocrotofos. El monocrotofos es un plaguicida organofosforado considerado como de gran peligrosidad por la FAO y la Organización Mundial de la Salud, y están prohibidos en El Salvador y Estados Unidos, y restringido en Costa Rica y Belice (FAO, 2011).

Los principales productores y exportadores de plaguicidas a nivel mundial son Alemania, Estados Unidos de América, Inglaterra, Suiza, Francia, Japón e Italia, que surten todas las importaciones del tercer mundo y que según las agencias de regulación, alrededor del 30% de los plaguicidas comercializados en los países en desarrollo con destino a la agricultura y a la salud pública, con un valor de 900 millones de dólares EUA, no cumplen las normas de calidad internacionalmente aceptadas. Estos plaguicidas contienen con frecuencia compuestos o impurezas que han sido restringidos en otros países por su peligrosidad pues constituyen una amenaza para la salud humana y para el ambiente (OMS, 1990; Devine *et al.*, 2008).

La Red Internacional de Acción Contra el Uso de Plaguicidas informa que los países en vías de desarrollo utilizan la quinta parte del consumo mundial de estos compuestos y se estima que la verdadera cifra de intoxicaciones por dichas sustancias asciende a 25 millones de casos, siendo el 99% de las defunciones atribuibles a los plaguicidas en estos países (PAN International, 2011).

Alrededor del mundo existen trabajadores que están expuestos a diversas mezclas de plaguicidas, principalmente en invernaderos y en campo abierto, donde se cultivan hortalizas y plantas ornamentales. Es importante señalar que algunos plaguicidas del grupo de los organofosforados y organoclorados han sido prohibidos en países desarrollados, sin embargo se siguen usando en países en vías de desarrollado, donde por diversos factores el riesgo que representa su empleo indiscriminado es más pronunciado (Garrido, 2005).

La FAO está impulsando en los países la aplicación de una herramienta de asistencia técnica que permite evaluar no sólo la toxicidad aguda de los plaguicidas altamente peligrosos, sino también su toxicidad crónica en personas, y sus impactos sobre el medio ambiente para que los gobiernos tomen decisiones sobre el retiro y/o prohibición de estas sustancias. Actualmente, FAO apoya a 92 países en la gestión de plaguicidas: en América Latina y el Caribe trabajó junto a los países del Caribe, Paraguay, Bolivia, Perú, Ecuador, Colombia y Uruguay "Existen alternativas que no utilizan productos químicos y son menos tóxicas. En muchos casos el manejo integrado de plagas puede ofrecer una solución adecuada más sostenible y que reduce el uso de plaguicidas" (FAO, 2014).

Medio millón de plaguicidas obsoletos se encuentran dispersos en los países en vías de desarrollo. Estos productos químicos tóxicos, abandonados o almacenados en lugares inapropiados, tienen el potencial de contaminar un radio de 300 metros a la

redonda y un mínimo de 50 centímetros hacia abajo en el suelo. También es peligroso que se filtren hasta aguas subterráneas y contaminen las fuentes de agua potable utilizadas por la población, la agricultura o la ganadería. Para lograr un desarrollo sostenible de la agricultura, la eliminación de estas peligrosas reservas es una prioridad (MINAG, 1998; Vergara *et al.*, 2000; Masís *et al.*, 2008).

En 2012, Paraguay implementó una innovadora tecnología para biodegradar semillas de algodón contaminadas por plaguicidas. Mediante técnicas de biodegradación, un proyecto de Paraguay y la FAO logró convertir semillas de algodón contaminadas por plaguicidas en compost apto para uso agrícola. Este proyecto emplea un proceso que utiliza técnicas de compostaje para biodegradar los plaguicidas mediante la acción de microorganismos. Según los resultados del proyecto, en tan solo 150 días, la concentración de plaguicidas en las semillas alcanzó niveles de bajo riesgo (FAO, 2013 y 2014).

FAO ha tratado de estimular este tipo de enfoques a través de un manual orientado a la agricultura urbana rescata la sabiduría agrícola de América Latina presentando bio-fungicidas, insecticidas, repelentes y fertilizantes elaborados con sustancias naturales. Otra herramienta clave para los agricultores es el manual práctico de Manejo integrado de plagas y enfermedades en cultivos hidropónicos en invernaderos (FAO, 2014).

La actividad agrícola en la región La Libertad, se destaca la presencia de los cultivos: *Oryza sativa* "arroz", *Zea mays* L."maíz amarillo", *Triticum spp* "trigo" (Poaceae),, *Asparagus officinalis* L."espárrago" (Asparagaceae) y *Saccharum officinarum* "caña de azúcar" (Poaceae), cuyo peso en el valor bruto de la producción y en la superficie sembrada, es determinante en la evolución sectorial. La agricultura liberteña pasa a representar de un 8% a un 11% del PBI agrario nacional entre inicios de los 70 e inicios de los 90. El dinamismo del sector agrario departamental durante la década del 80 es el resultado de una inyección de recursos en la faja costera del departamento, mientras que el área andina el rasgo principal ha sido el estancamiento. De este modo, la agricultura de la zona alto andina de La Libertad, desprotegida por el modelo, quedó también fuera del esquema compensatorio. Dentro del potencial departamental, el recurso suelo amerita una mención especial por la calidad y disponibilidad en una proporción apreciablemente alta a nivel nacional, a lo que añade la posibilidad de expansión de nuestra frontera principalmente en la costa, donde se encuentran los valles de Chao, Virú, Moche, Chicama y Jequetepeque como cuencas hidrográficas para una explotación intensiva y sustentable. Con recursos de pequeña dimensión y escasa calidad, insuficiente o nula conexión vial, confronta severas dificultades para acumular, crecer e integrarse al dinamismo del mercado y esto aparejado a una mala organización de los canales de comercialización.

El pueblo de Moche que ahora comprende la jurisdicción del distrito del mismo nombre fue una de las reducciones de indios en el valle de Moche en el departamento de la Libertad. Su ubicación estratégica a la margen izquierda del río Moche en el extremo sur del valle lo aísla físicamente de la mayor extensión de tierras laborales del valle. Las tierras potencialmente laborables en el distrito de Moche, dentro del "valle viejo", son de 2000 ha, las cuales 1380 ha se encontraron bajo riego, dedicándose a cultivo neto 1195

ha. Existen 1112 parcelas y 975 conductores registrados según el padrón de la Junta de usuarios de Moche.

En tal sentido, fue necesario realizar el manejo de plaguicidas en los cultivos de *Zea mays* L. "maíz" (Poaceae), *Brassica cretica* Lam. "brócoli" (Brassicaceae), *Apium graveolens* L. "apio", *Coriandrum sativum* L. "cilantro" (Apiaceae), *Allium fistulosum* L. "cebolla china" (Amaryllidaceae) en la Campiña de Moche, La Libertad, Perú; debido a que existe una fuerte responsabilidad social, económica y ambiental, en desarrollo de la investigación permitirá brindar sistemas de gestión para lograr minimizar o controlar el uso de plaguicidas brindando soluciones tecnológicas en el desarrollo agrícola sostenible.

Material y métodos

La Campiña de Moche se encuentra situado al sur del distrito de Trujillo y al norte del distrito de Salaverry, entre las coordenadas geográficas 8º10'6" latitud sur y a 79º00'27" longitud oeste del Meridiano Terrestre, región La Libertad, Perú.

Según el mapa de la Campiña de Moche (Fig. 1), el sector Cobranza está limitada por: el norte con el sector Chaquín, por el este con el sector Jushape, al sur con sector Sun y por el oeste con el sector El Tanque. La Campiña en donde se encuentra el sector Cobranza se caracteriza por ser un sector de población dispersa.

La población en el distrito de Moche está dividida el 86,16% en zona urbana y el 13,84% en área rural. Al año 2015 en el distrito de Moche según proyecciones poblacionales realizadas por el INEI, se estima una población de 34503 habitantes (Tabla 1), siendo la tasa de crecimiento 2,1 % anual.

La investigación se realizó de enero a diciembre del 2016 en la campiña de Moche en la provincia de Trujillo, La Libertad, ejecutándose seis evaluaciones en campo, logrando encuestar a 250 pobladores de la zona de estudio, en base a un patrón de encuestas validadas según Orts *et al* (1997), constando con 21 ítems, las variables del cuestionario que se analizaron fueron: tipo de cultivos en los que está trabajando, periodos de tratamientos con plaguicidas, lugares de adquisición de los plaguicidas, número de días por tratamiento, actividades desarrolladas durante los tratamientos, condiciones de seguridad en el trabajo como uso de equipos de aplicación, prendas de protección personal, productos de plaguicidas utilizados y lugares de almacenamiento de los equipos y los productos plaguicidas. También se incluía prácticas higiénicas, durante los tratamientos, el conocimiento del riesgo asociado al uso de plaguicidas y la valoración subjetiva del riesgo, y nivel de información de los efectos de los plaguicidas en la salud y el medio ambiente.

Las muestras colectadas se encuentran depositadas en el Herbarium Truxillense (HUT) con la numeración respectiva: *Zea mays* L. "maíz" (59437, 59438), *Coriandrum sativum* L. "cilantro" (59439), *Brassica cretica* Lam. "brócoli" (59440), *Allium fistulosum* L. "cebolla china" (59441) y *Apium graveolens* L. "apio" (59442).

Tabla 1: Crecimiento poblacional anual del distrito de Moche, 2005-2015

Distrito	Población Proyectada por habitantes al Año 2015										
	2005	2006	2007	2008	2009	2010	2011	2012	2013	2014	2015
Moche	29935	30427	30901	31363	31820	32278	32734	33187	33634	34074	34503

Fuente: INEI, 2015

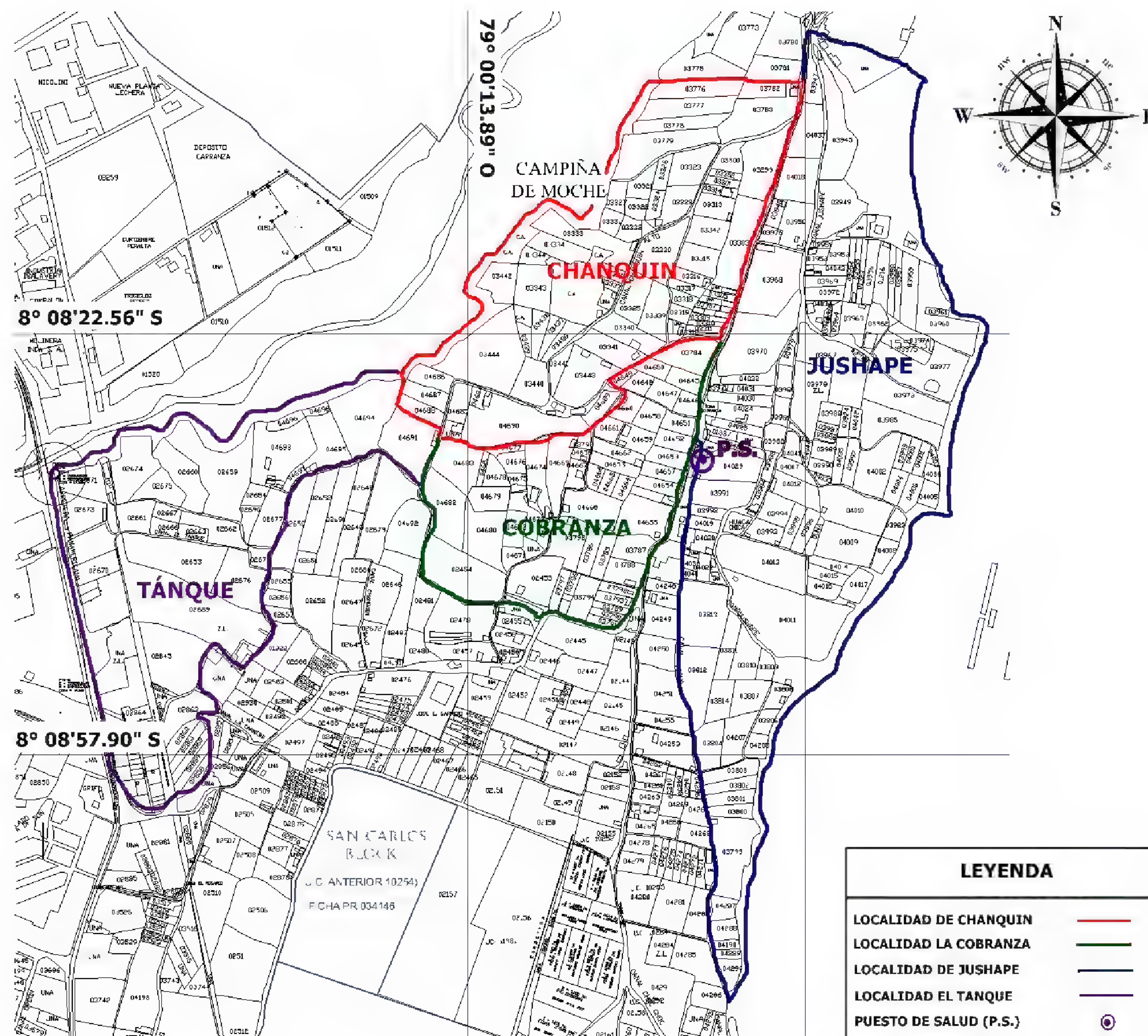


Fig. 1. Ubicación de los sectores El Tanque, Cobranza, Chaquín, Jushape, zona de estudio de la campiña de Moche, Trujillo, Perú.

Resultados y discusión

La distribución de tierras en las unidades agropecuarias familiares denotan el predomino de minifundio, alcanzado el 80% de propietarios con menos de tres hectáreas en las zonas de Jushape, la Cobranza, Huereque y el Tanque y 100% en la zona de Chaquín Alto. La campiña de Moche cuenta con una población aproximada de 900 habitantes. Se encontró que el 80% de agricultores con menos de 3 ha, los que se poseen entre 1-3 ha corresponde al 13% de agricultores del sector de Jushape, 50% Cobranza, 63% Chaquín Alto, 25% Herequeque y 40% El Tanque (Fig. 2). Asimismo agricultores que poseen menos de una ha con un 66% en el sector Jushape, seguido por 50% en el sector El Tanque (Fig. 2). En la Fig. 3 se indicó el número de integrantes por familia correspondió a una sola persona entre 33.33% al 74%, en tanto, de 2 a 3 personas son integrantes por familia, lo que equivale 20 a 40%. En la Fig. 4 se presentan los principales cultivos en la zona de estudio siendo *Allium fistulosum* L. "cebolla china", *Ipomoea batatas* "camote" (Convolvulaceae), *Medicago sativa* "alfalfa" (Fabaceae) entre los principales. En la Fig. 5 se presentaron los principales pesticidas utilizados, tiempo de aplicación (Fig. 6), tiempos de cosecha después de la última aplicación en los campos de cultivo (Fig. 7).

En referencia al manejo y disposición final de los pesticidas empleados se indican en las principales acciones realizadas por los agricultores de la Campiña de Moche (Figs. 8-12).

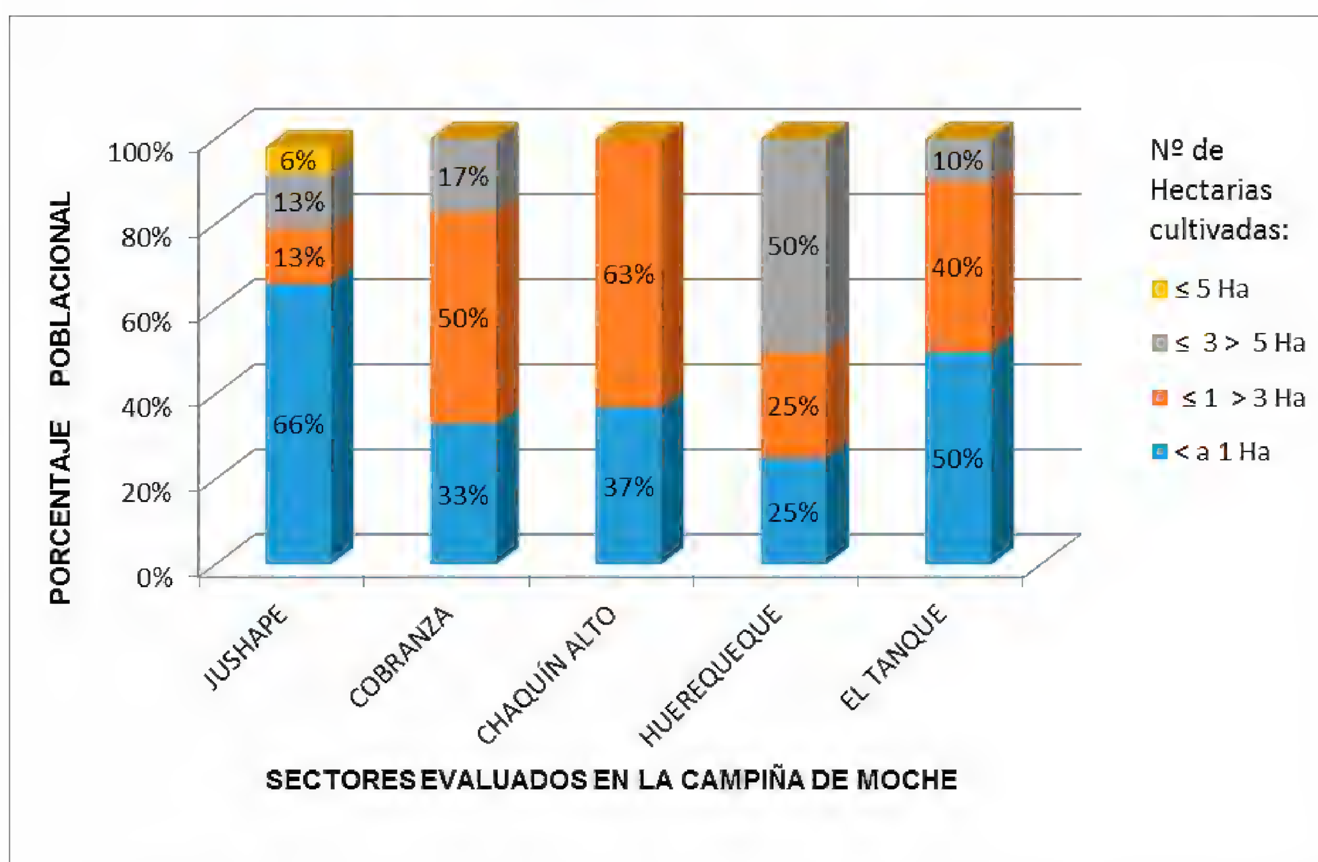


Fig. 2. Área cultivada (ha) por los pobladores de la campiña de Moche en las zonas de Jushape, La Cobranza, Chaquín Alto, Huerequeque y El Tanque.

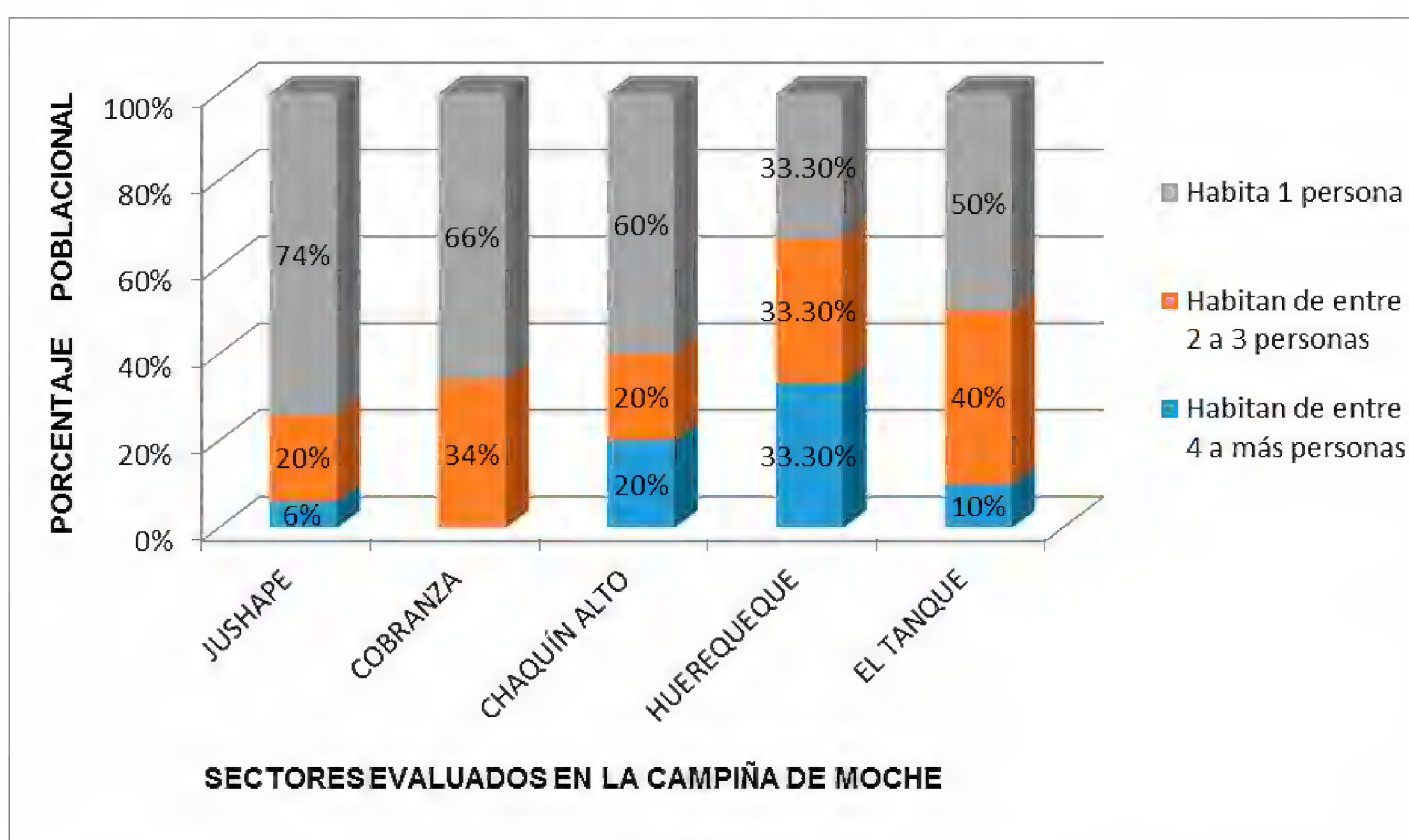


Fig. 3. Número de integrantes por familia en la campiña de Moche en las zonas de Jushape, La Cobranza, Chaquín Alto, Huerequeque y El Tanque.

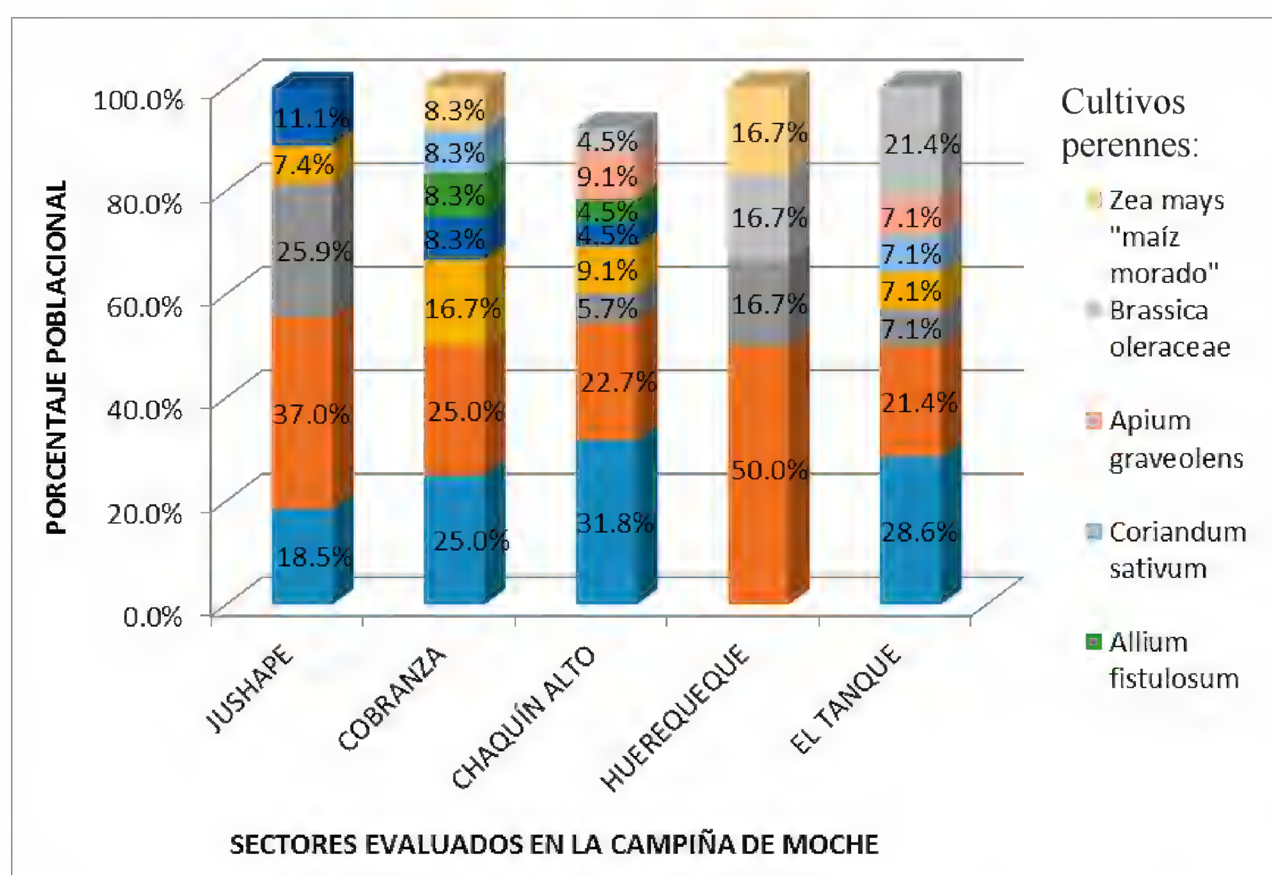


Fig. 4. Principales cultivos perennes registrados para la campiña de Moche en las zonas de Jushape, La Cobranza, Chaquín Alto, Huerequeque y El Tanque.

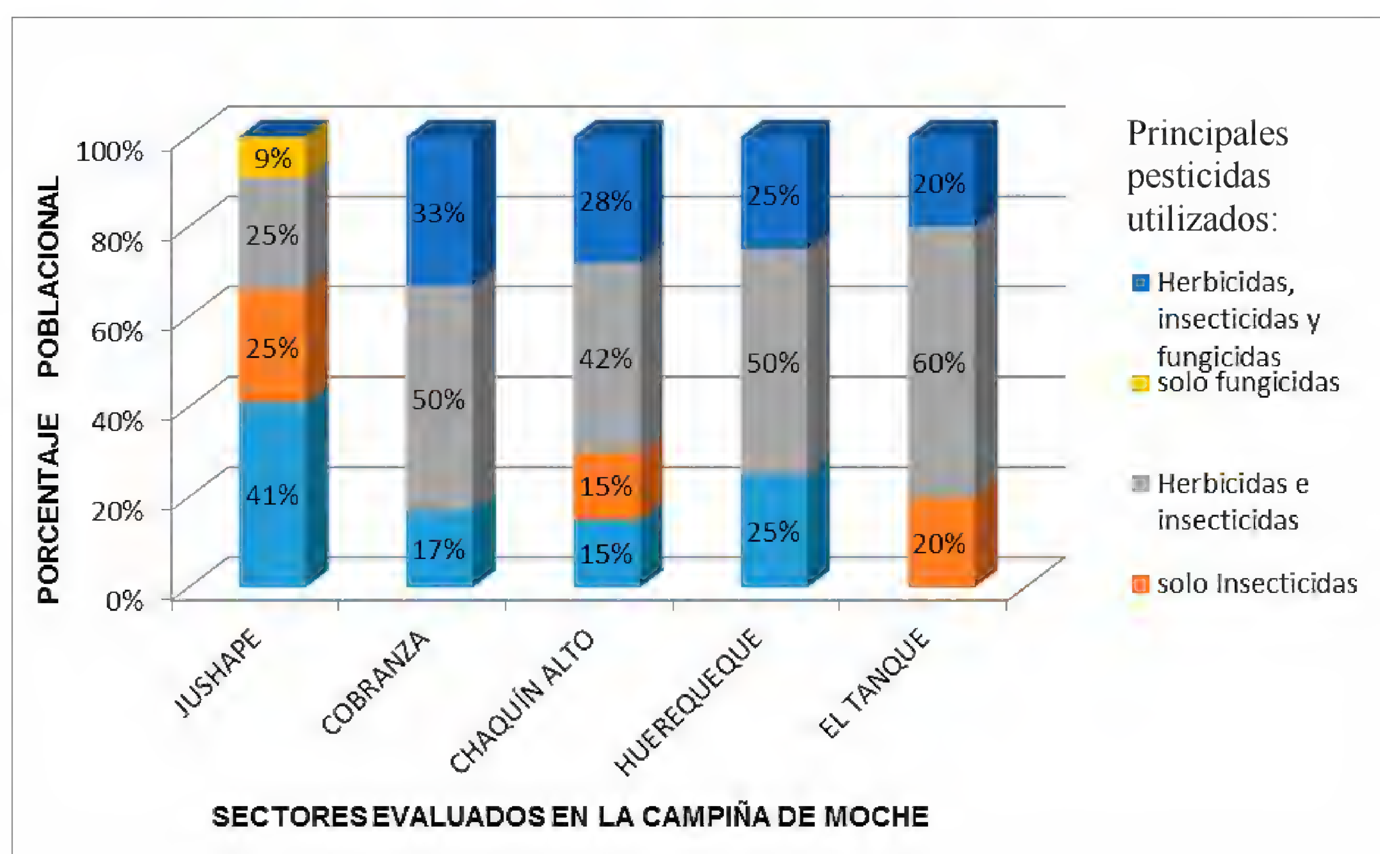


Fig. 5. Principales pesticidas utilizados por los pobladores en la campiña de Moche en las zonas de Jushape, La Cobranza, Chaquín Alto, Huerequeque y El Tanque.

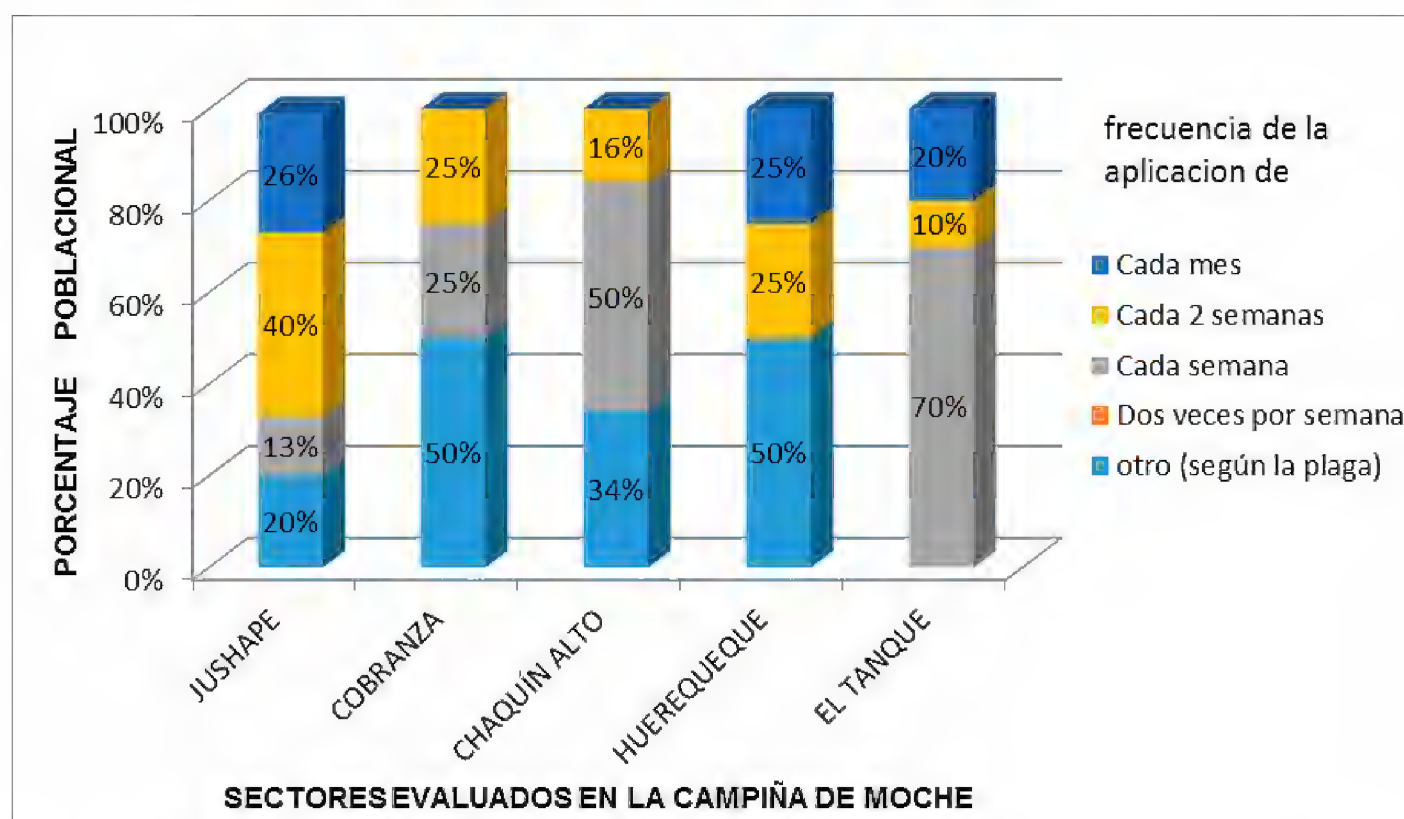


Fig. 6. Tiempo de aplicación de pesticidas en los campos de cultivo de la campiña de Moche en las zonas de Jushape, La Cobranza, Chaquín Alto, Huerequeque y El Tanque.

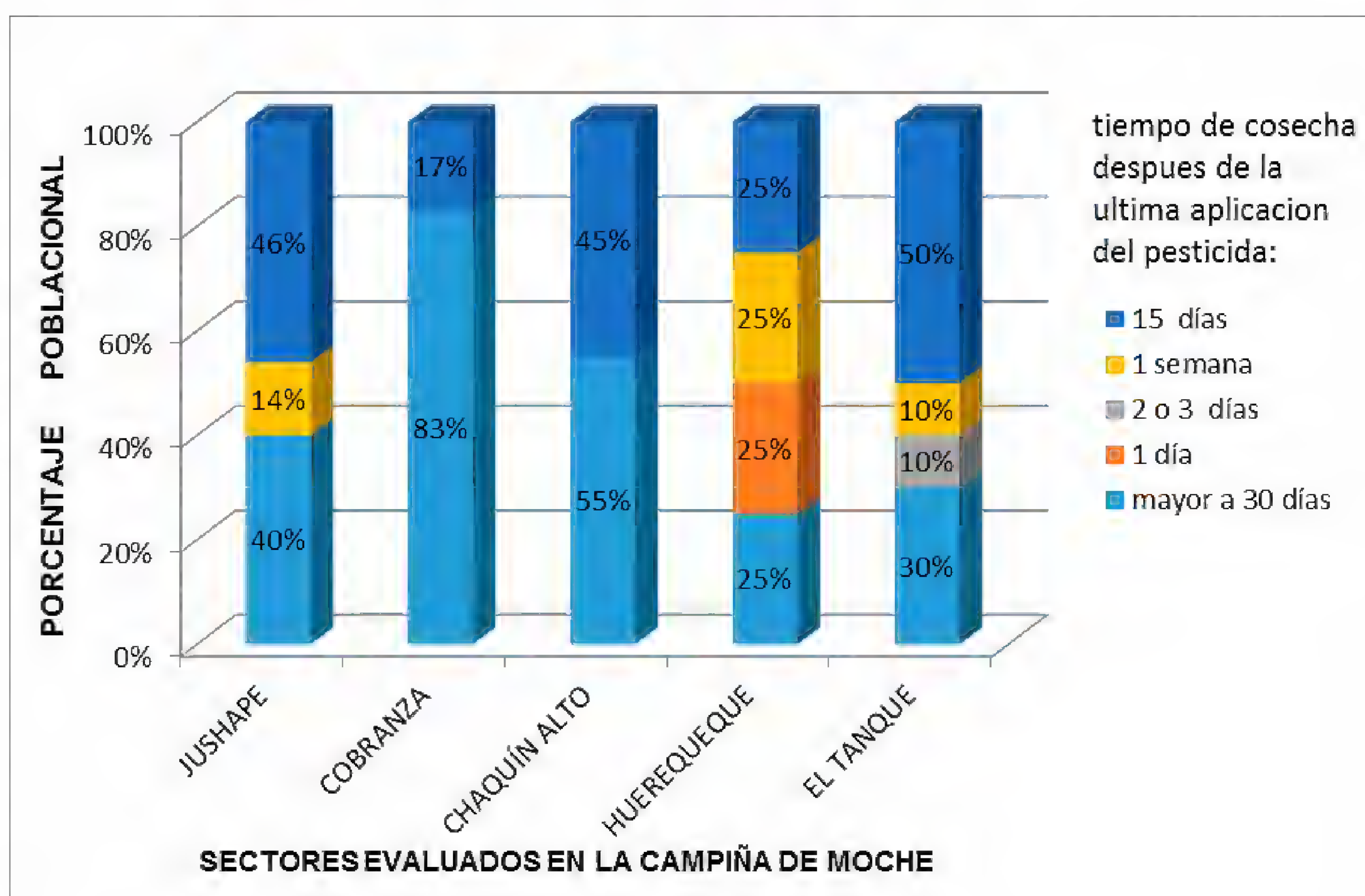


Fig. 7. Tiempo de cosecha después de la última aplicación de pesticida en los campos de cultivo de la campiña de Moche en las zonas de Jushape, La Cobranza, Chaquín Alto, Huerequeque y El Tanque

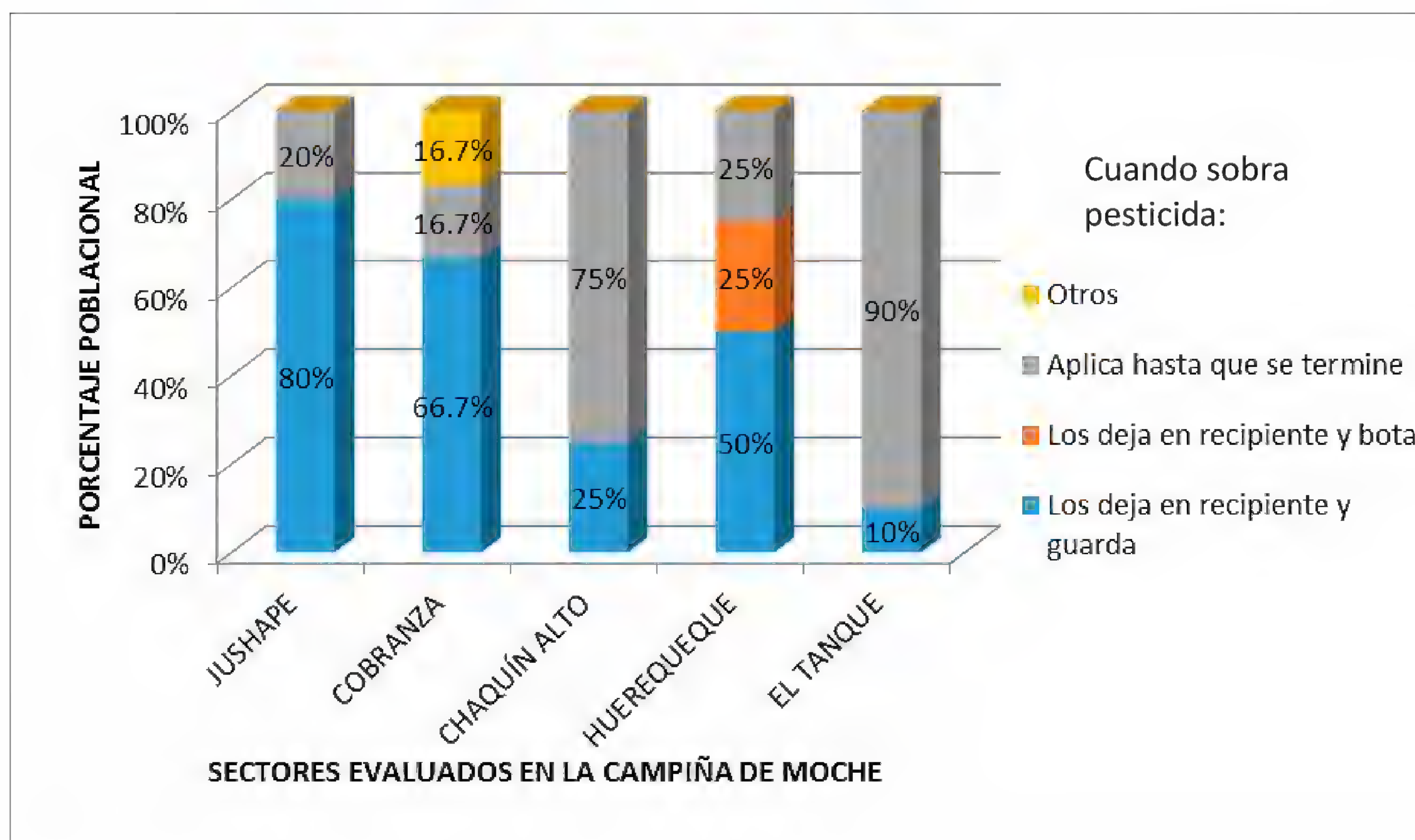


Fig. 8. Principales acciones realizadas por los pobladores cuando sobra pesticida en los campos de cultivo de la campiña de Moche en las zonas de Jushape, La Cobranza, Chaquín Alto, Huerequeque y El Tanque.

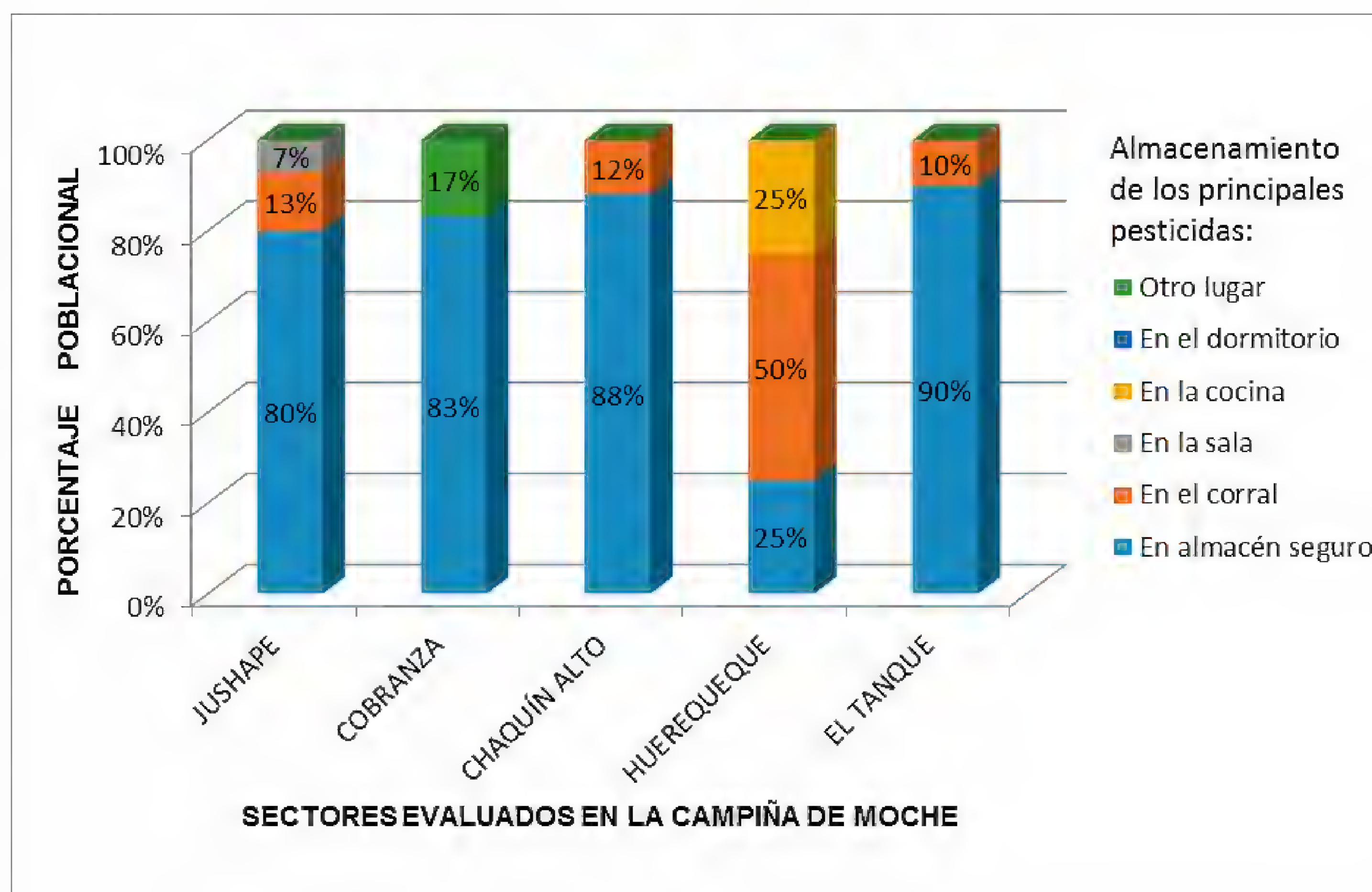


Fig. 9. Principales lugares de almacenamiento de pesticidas en la campiña de Moche en las zonas de Jushape, La Cobranza, Chaquín Alto, Huerequeque y El Tanque.

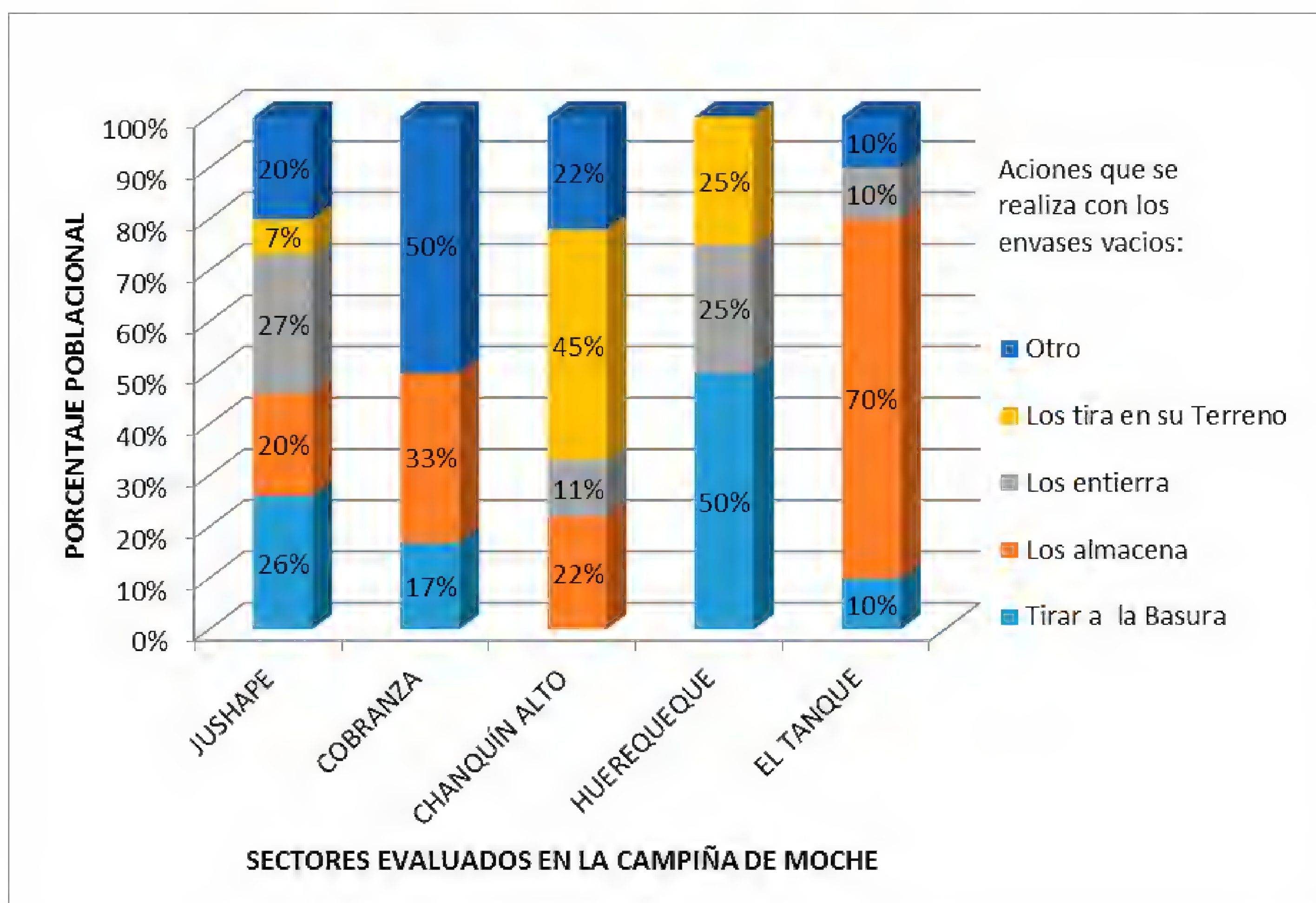


Fig. 10. Principales acciones realizadas por los pobladores con los envases vacíos de pesticidas en la campiña de Moche en las zonas de Jushape, La Cobranza, Chaquín Alto, Huerequeque y El Tanque.

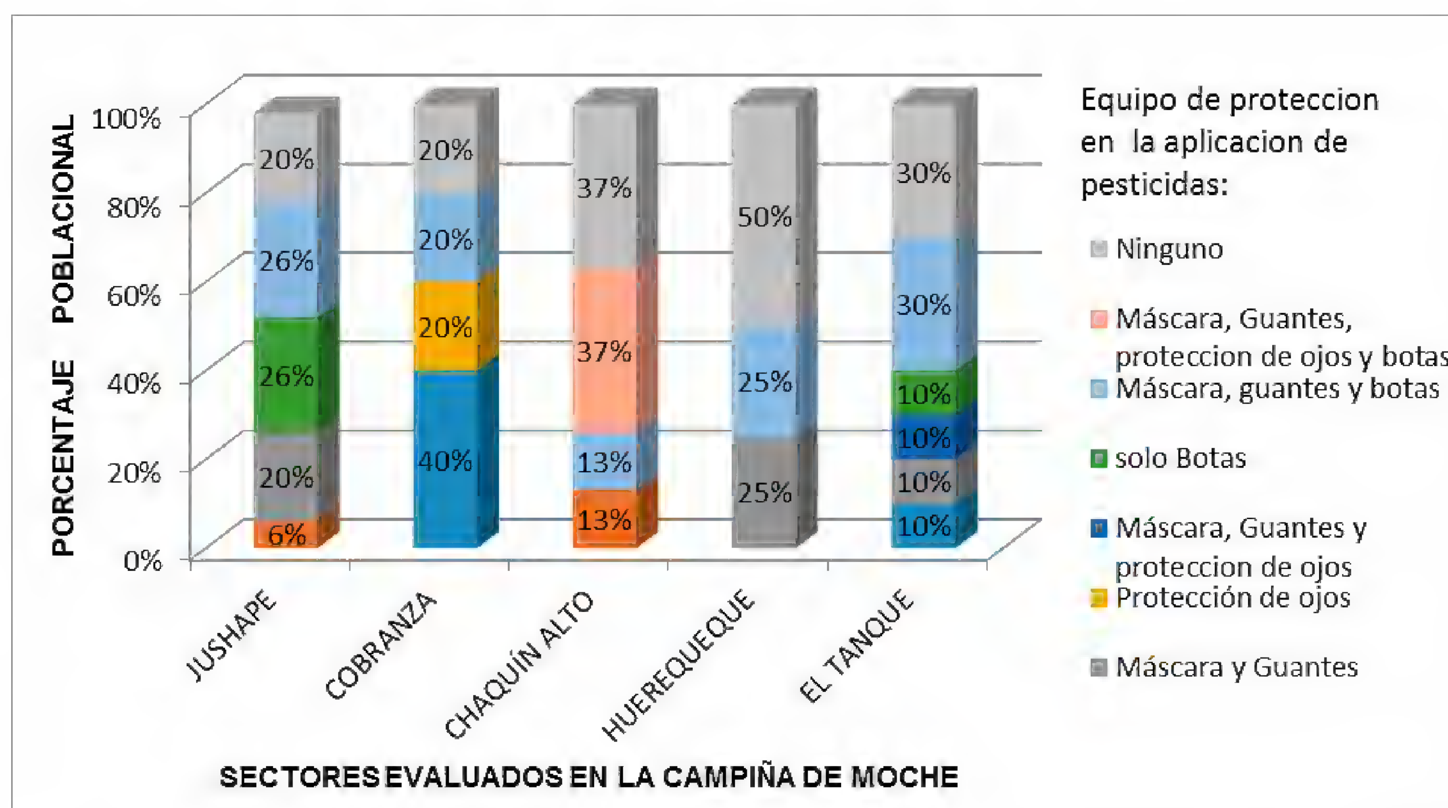


Fig. 11. Principales equipos de protección utilizados en la aplicación de pesticidas en los campos de cultivo de la campiña de Moche en las zonas de Jushape, La Cobranza, Chaquín Alto, Huerequeque y El Tanque.

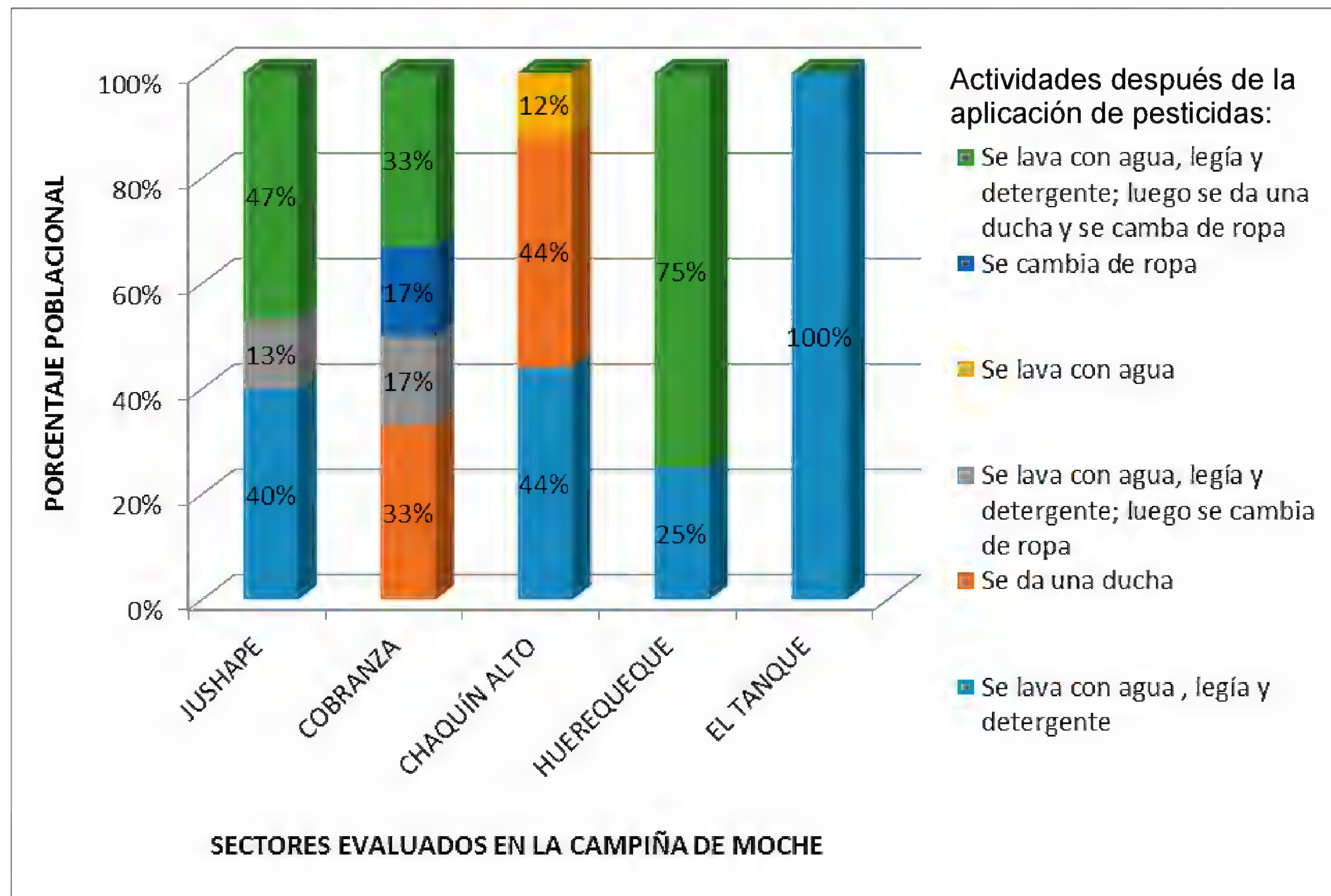


Fig. 12. Principales acciones realizadas por los pobladores después de aplicar los pesticidas en los campos de cultivo de la campiña de Moche en las zonas de Jushape, La Cobranza, Chaquín Alto, Huerequeque y El Tanque

La extrema fragmentación de la propiedad de la tierra ha deteriorado la posibilidad de mantener una explotación agrícola familiar, más aun si el promedio técnico de una unidad agrícola de este tipo es entre 5 a 6 ha, referente a la calidad de suelos de la campiña. El problema de la relación hombre/tierra se ha ido agravando en las tres últimas generaciones. Mientras la frontera agrícola en la campiña se mantiene inalterable, la población por carga familiar, sin hijos y nietos, no tuvieron la posibilidad de acceso a este recurso, como poder edificar nuevas unidades agrícolas familiares. Por tal circunstancia, los hijos (segunda generación) han tenido que emigrar o buscar otra alternativa ocupacional. En este caso, la obtención de una profesión como culminación de la alternativa educativa no tiene mucha importancia. Otras opciones ocupacionales son: el comercio informal, la construcción civil y el transporte. Los nietos o tercera generación, decididamente, están desarrollando actividades diferentes a la agricultura. En tal sentido, para las zonas de Jushape, La Cobranza, Chaquín Alto, Huerequeque y El Tanque se determinó que la mayor parte de la población está conformada por una sola persona responsable de la actividad agrícola (Fig. 3). La condición de minifundio se agudiza teniendo en cuenta la predominante explotación de las tierras con condominio familiar y la subdivisión entre los herederos.

De lo anterior, tal como lo señaló Minaya (2013) solo altos niveles de calificación tecnológica entre los agricultores haría posible el aprovechamiento racional de tan escasas tierras. Asimismo señaló, que el cultivo de hortalizas es una opción que en algunos sectores se está implementando, esto corrobora los resultados encontrados,

donde las hortalizas constituyen uno de los cultivos principales de las zonas de estudio, como: *Zea mays* L. "maíz" (Poaceae) (Fig. 13B), *Brassica cretica* Lam. "brócoli" (Brassicaceae) (Fig. 13A), *Apium graveolens* L. "apio"(Fig. 13D), *Coriandrum sativum* L. "cilantro" (Apiaceae), *Allium fistulosum* L. "cebolla china" (Amaryllidaceae) (Fig. 13C), *Ipomoea batatas* "camote" (Convolvulaceae), *Manihot esculenta* "yuca" (Euphorbiaceae) y *Medicago sativa* "alfalfa" (Fabaceae), donde aproximadamente el 25% de la población agrícola que siembra este tipo de cultivos después de los cereales, como *Zea mays* L. "maíz" (Poaceae), representando aproximadamente el 45% de la población agrícola (Fig. 4).



Fig. 13. Los cultivos de A. *Brassica cretica* Lam. "brócoli"; B. *Zea mays* L. "maíz"; C. *Allium fistulosum* L. "cebolla china"; D. *Apium graveolens* L, "apio"; E. Agricultor, luego de agregar los plaguicidas sin protección alguna y F) Plaguicida empleado en los campos agrícolas de la Campiña de Moche, La Libertad-Perú.

Entre otras fuentes de contaminación lo constituyen los plaguicidas, los cuales son utilizados por los agricultores, como medida para eliminar hongos e insectos fitopatógenos de los diferentes cultivos, y otras plantas denominadas "mala hierba", que compiten con el cultivo por nutrientes y espacio, dando como consecuencia un bajo rendimiento y producción del mismo, en tal sentido, los plaguicidas constituyen un

recurso inmediato entre los agricultores para el control y manejo de las plagas, prefiriendo el uso de insecticidas y herbicidas (Figs. 5 y 13E), su uso constituye el mayor porcentaje en la zona de estudio, alcanzando hasta un 60% de uso para el sector El Tanque, estos resultados son semejantes a los estudios realizados en Poroto, La Libertad (Guerrero *et al.*, 2013).

Asimismo, se encontró que se incrementó la frecuencia de uso y aplicación de los plaguicidas en los campos de cultivos de los sectores evaluados, cuya frecuencia fue semanal y quincenal, constituyendo en conjunto hasta el 80% de las población agrícola como es el caso del sector El Tanque y entre el 53% y el 66% en los demás sectores (Fig. 6). Es importante considerar el tiempo de persistencia de los pesticidas en los campos agrícolas, así como el tiempo de cosecha después de la última aplicación del pesticida (Fig. 7).

Es evidente que los plaguicidas son sustancias químicas deliberadamente tóxicas, creadas para interferir algún sistema biológico en particular y que carecen de selectividad real (Yucra *et al.*, 2008). Afectan simultáneamente, en mayor o menor grado, tanto a la "especie blanco", que se quiere eliminar como a otros seres vivos, particularmente al ser humano (Plenge-Tellechea *et al.*, 2007). Actualmente, miles de productos se comercializan en todo el mundo, sin tener en cuenta los efectos nocivos del uso de plaguicidas, sin considerar un obstáculo o limite la producción de estos tóxicos (Ramírez & Lacasaña, 2001).

El medio ambiente es una fuente primordial de exposición a plaguicidas, a partir de la actividad agrícola, aproximadamente el 47% del producto aplicado se deposita en suelo, agua o se dispersa en la atmósfera (Martínez, 2010; Burillo *et al.*, 2013). En tal el sentido, es importante señalar el uso indiscriminado de los plaguicidas representado por la frecuencia de uso (Fig. 6), el manejo y disposición final de los plaguicidas frente sobrante de estas sustancias tóxicas, alcanzando hasta en 90% en el sector el Tanque y el 75% en el sector Chaquín Alto por emplear el plaguicida hasta que se termine (Fig. 8) y un 80% de conservar el sobrante en el envase y guardarlo (Fig. 9), constituyendo un peligro latente para los niños, a pesar que la mayoría de la población en los sectores evaluados poseen un almacén seguro para almacenar estos compuestos químico, aún existe parte de la población que recurre a lugares dentro de la casa para almacenarlos, como es el caso de la zona Huerequeque donde existe un 25% que almacena los plaguicidas en la cocina y un 50% en el corral. Las acciones que realizan los pobladores frente a los envases vacíos (Figs.10 y 13F), que tiende a caracterizarse como el almacenamiento de estos recipientes, alcanzando un valor hasta el 70% como es el caso de la zona El Tanque, lo que es corroborado por los estudios realizados por García *et al* (2002).

Es importante señalar que existe alta exposición a plaguicidas por trabajadores agrícolas, familiares, fumigadores (Fig. 13E) y, en general todos aquellos que formulan, manufacturan, mezclan, transportan, cargan, almacenan o aplican; en consecuencia, el nivel de exposición y la probabilidad de intoxicaciones agudas es por contacto continuo y directo con los compuestos químicos (Muñoz-Quezada *et al.*, 2013). Sin obviar la importancia de los plaguicidas, tanto en la agricultura como en las actividades de salud pública, son innegables los efectos tóxicos que generan en el ser humano (Rojas, 2010; Itriago *et al.*,

2013). Su biodisponibilidad en el organismo depende de su toxicocinética: absorción distribución, metabolismo y eliminación (Muñoz-Quezada *et al.*, 2016).

Estos procesos están influenciados tanto por factores externos relacionados con los patrones de exposición y con las sustancias químicas, como por factores inherentes al individuo, factores fisiológicos, genéticas y el uso incorrecto e inadecuado de todas las medidas de seguridad, siendo este último factor es el más preponderante, que permite que los plaguicidas repercutan seriamente en la salud de los agricultores (Plenge-Tellechea *et al.*, 2007; Louik *et al.*, 1995), se determinó que el 50% de pobladores no utilizaron ningún equipo básico de seguridad, como es el caso de la zona Huerequeque y con un rango del 20 al 37% para demás zonas evaluadas (Fig. 11). Asimismo se ve magnificada por la conducta de higiene que existe dentro de la población después de la aplicación de plaguicidas (Fig. 12), como lavándose con agua, legía y detergente para posteriormente darse una ducha y cambiarse de ropa, que constituye hasta el 75% en la zona de Huerequeque, aún existe una parte de la población que solo se limita a lavarse con agua, en Chaquín Alto, que se constituye el 17% su población agrícola (Fig. 12). Asimismo se indicó en estudios realizados en Buenos Aires, Argentina, sobre la problemática de los agroquímicos y sus envases (MINSA, 2007). Asimismo, estudios realizados por Montoro *et al* (2009) en la sierra central de Perú, se determinó el uso de plaguicidas estaba asociado a efectos negativos en la salud, de ellos el 68% ocasionaría problemas cancerígenos, el 53% intoxicaciones y el 52% malformaciones congénitas. Aunque en porcentajes menores, mencionan también que tiene efectos nocivos sobre el sistema nervioso y el digestivo.

Los efectos de los plaguicidas en las poblaciones expuestas dependen del tipo de molécula, la dosis a la que están sometidas, la forma de ingreso al organismo y el tiempo de exposición así como la susceptibilidad de los individuos (Daures *et al.*, 1993; Brouwer *et al.*, 1994). Los efectos pueden ser agudos como vómitos, abortos, cefaleas, somnolencia, alteraciones en el comportamiento, convulsiones, coma e inclusive la muerte y están asociados a accidentes donde una dosis alta es suficiente para provocar alteraciones que se manifiestan tempranamente y también crónicas como el cáncer. De igual manera, se han consignado malformaciones congénitas, neuropatías periféricas y dolores vagos asociados a exposiciones repetidas. Los síntomas aparecen después de un largo período de exposición, lo que dificulta su detección ya que su biotransformación es lenta y provoca efectos acumulados en las personas expuestas (Benites-Leite *et al.*, 2007; Yucra *et al.*, 2008).

Una alternativa ambiental es emplear técnicas y estrategias, logrando así desarrollar una agricultura ecológica. La agricultura ecológica y sus homólogas (agricultura orgánica, biológica, biodinámica o natural) son una buena herramienta que dan respuesta a esta necesidad y a otras muchas de las que actualmente tienen la tierra y los hombres, ya que sus objetivos principales son proteger los recursos naturales y producir alimentos en cantidad suficiente y de la mejor calidad (Guerrero & Otiniano, 2012). Este tipo de agricultura se está desarrollando de forma muy rápida en las últimas décadas en todos los continentes, y en particular en Iberoamérica donde ya se han sobrepasado los seis millones de hectáreas de cultivo (Devine *et al.*, 2008; Martínez, 2010).

Este tipo de gestión agraria ha

proporcionado nuevas opciones a los agricultores, que observaron cada vez más difícil la continuación de su labor, aperturándose nuevas opciones de mercado y están consiguiendo mejores precios por sus productos. Por otro lado, la demanda de alimentos ecológicos crece día a día en cualquier país del mundo, cada vez más consumidores son conscientes de los efectos negativos que la agricultura química está produciendo en los recursos naturales y en la salud humana como: alergias, intolerancias, intoxicaciones, cáncer (Olshan & Daniels, 2000; Rojas, 2010; Itriago *et al.*, 2013). Además, este tipo de agricultura puede facilitar a los pequeños agricultores de Latinoamérica (FAO, 2013), el no abandono de sus tierras y la continuidad en su función social como productores de alimentos de elevada calidad y conservadores de los recursos naturales. Los pequeños campesinos podrían acceder a la Certificación Ecológica de sus fincas con el apoyo de los gobiernos de países que reconozcan la utilidad de este tipo de agricultura e integren decididamente en el proceso de desarrollo (Moreno & López, 2005; Guerrero *et al.*, 2013).

Tanto la FAO como la Organización Mundial de la Salud y el Banco Mundial señalan que se debe tener especial cuidado en el uso de plaguicidas por parte de los pequeños agricultores, en algunos casos carecen de conocimientos sobre el uso de pulverizadores, equipos de protección e instalaciones de almacenamiento adecuado para manejar el uso adecuado de los plaguicidas, evitando los riesgos para la salud y los consumidores (Torres & Capote, 2004; Hernández *et al.*, 2007).

Una de las herramientas para enfrentar el manejo responsable de estas sustancias es el Código Internacional de Conducta para el manejo de plaguicidas, aprobado por los países miembros de la FAO, establece normas de conducta voluntarias para todas las entidades públicas y privadas involucradas en el manejo de plaguicidas. Este Código cuenta con amplia aceptación como la principal referencia para la gestión responsable de plaguicidas (FAO, 2014).

Conclusiones

Los agricultores hace uso indiscriminado de los plaguicidas en valores superiores al 90% en el sector El Tanque, 85% en el sector Chaquín Alto y 83% en el sector Cobranza, constituyendo un peligro latente para la salud.

Se encontró los cultivos como: *Brassica cretica* Lam. "brócoli" (Brassicaceae), *Apium graveolens* L. "apio", *Coriandrum sativum* L. "cilantro" (Apiaceae) y *Allium fistulosum* L. "cebolla china" (Amaryllidaceae) en un 25%, así como cereales especialmente *Zea mays* L. "maíz" (Poaceae), representando aproximadamente el 45 %.

Se determinó que el 50% de pobladores no utilizaron ningún equipo básico de seguridad, como es el caso del sector de Huerequeque y con un rango del 20 al 37% para los sectores de Chaquín Alto, El Tanque, Cobranza y Jushape. Existe un alto nivel de exposición a plaguicidas por los agricultores y sus familiares.

Literatura citada

Alavanja, M. 2009. Pesticides use and exposure extensive worldwide. Rev. Environ Health 29 (4):303-309.

Benites-Leite, S.; M. Macchi & M. Acosta. 2007. Malformaciones congénitas asociadas a agrotóxicos. Asunción, Paraguay. Pediatr. 34 (2):111-114.

Brouwer, D. H.; E. J. Brouwer & J. J. Van Hemmen. 1994. Estimation of long-term exposure to pesticides. Am J Ind Med. 25:573-588.

Burillo-Putze, G.; O. Luzardo; C. García; M. Zumbado; C. Yanes; M. Trujillo-Martín; C. Boada & L. Boada. 2014. Exposición a plaguicidas persistentes y no persistentes en población no expuesta laboralmente

de la isla de Tenerife. Gac. Sanit. 28 (4):301-304.

Daures, J. P.; I. Momas; J. Bernon & F. Gremy. 1993. A vine-growing exposure matrix in the Herault area of France. Int J Epidemiol. 2:36-41.

Devine, G.; D. Eza; E. Ogusuky & M. Furlong. 2008. Uso de insecticidas: contexto y consecuencias ecológicas. Rev. Perú Med Exp Salud Pública. 2 (1):74-100.

FAO (Food Agricultural Organization). 2011. Pesticides. Disponible en: http://www.fao.org/kids/es/pesticides.html

FAO (Food Agricultural Organization). 2013. Se debe acelerar la eliminación de los plaguicidas altamente peligrosos en América Latina y El Caribe. Disponible en: www.rlc.fao.org/es/prensa/noticias/se_debe_acelerar_la_eliminacion_de_los_plaguicidas_altamente_peligrosos_en_america_latina_y_el_caribe/

FAO (Food Agricultural Organization). 2014. La Organización de la Alimentación y Agricultura para. América Latina y El Caribe se prepara para el año internacional de la Agricultura Familiar. Disponible en: www.rlc.fao.org/es/prensa/noticias/america_latina_y_el_caribe_se_prepara_para_el_año_internacional_de_la_agricultura_familiar_2014/

García, A.; A. Ramírez & M. Lacasaña. 2002. Prácticas de utilización de plaguicidas en agricultores. Gac. Sanit. 16(3):236-240.

Garrido, M. 2005. Recomendaciones y estrategias para desarrollar la agricultura ecológica en Iberoamerica. Disponible en: http://mazinger.sisib.uchile.cl/repositorio/lb/ciencias_agronomicas/g2006681059librorecomedacionesaecyted.pdf

Guerrero, A. & L. Otiniano. 2012. Impacto en agroecosistemas generado por pesticidas en los sectores Vichanzao, El Moro, Santa Lucía de Moche y Mochica Alta, Valle Santa Catalina, La Libertad, Perú. Sciendo 15 (2):1-14.

Guerrero, A.; J. Florián-Florián & J. Florián-Guerrero. 2013. Uso de fertilizantes y plaguicidas en el distrito de Poroto, Trujillo-La Libertad, 2013. Sciendo 16 (1):91-102.

Gutiérrez, W.; P. Cerda; J. Plaza-Plaza; J. Mieres; E. Paris & J. Ríos. 2015. Caracterización de las exposiciones a plaguicidas entre los años 2006 y 2013 reportadas al centro de información toxicológica de la Pontificia Universidad Católica de Chile. Rev. Méd. Chile. 143 (10):1-11 .

Hernández, M.; C. Jiménez; F. Jiménez & M. Arceo. 2007. Caracterización de las intoxicaciones agudas por plaguicidas: perfil ocupacional y conductas de uso de agroquímicos en una zona agrícola del estado de México, México. Rev. Int. Contam. Ambient. 23 (4):19-167.

Itriago, L.; N. Silva & G. Cortes. 2013. Cáncer en Chile y el mundo: Una mirada epidemiológica, presente y futuro. Rev. Médica Clínica Las Condes 24 (4): 531-552.

Louik, C.; M. M. Werler & A. A. Mitchell. 1995. Use of a job-exposure matrix to assess occupational exposure in relation to birth defects. Pediatr Per Epidemiol. 9:1-25.

Martínez, N. 2010. Manejo integrado de plagas: una solución a la contaminación ambiental. Epidemiología en acción. Comunidad y Salud 8 (1):73-82.

Masís, F.; J. Valdez; T. Coto & S. León. 2008. Residuos de agroquímicos en sedimentos de ríos, Poás, Costa Rica. Agronomía Costarricense 32 (1): 113-123.

Minaya, E. 2013. San Isidro Labrador y la agricultura en la campiña de Moche. III congreso Nacional de Investigación en Antropología del Perú, 1-26 pp.

MINAG (Ministerio de Agricultura). 1998. Proyecto de manejo de Recursos Hídricos. Estrategia para el manejo de los Recursos Hídricos en el Perú – Antecedentes.

MINSA (Ministerio de Salud). 2007. La problemática de los agroquímicos y sus envases, su incidencia en la salud de los trabajadores, la población expuesta y el ambiente. Estudio colaboratorio. Secretaría de Ambiente y Desarrollo Sustentable OPS: AAMMA. Buenos Aires, Argentina, 312 pp.

Montoro, Y.; R. Moreno; L. Gomero & M. Reyes. 2009. Características de uso de plaguicidas químicos y riesgos para la salud en agricultores de la Sierra Central del Perú. Rev. Perú Med Exp Salud Pública 26 (4): 466-472.

Moreno, J. & M. López. 2005. Desarrollo agrícola y uso de agroquímicos en el Valle de Mexicali. Estudios Fronterizos. 6 (12): 119-153.

Muñoz-Quezada, M.; B. Lucero; V. Iglesias & M. Muñoz. 2013. Vías de exposición a plaguicidas en escolares de la Provincia de Talca, Chile. Gac. Sanit. 28 (3): 190-195.

Muñoz-Quezada, M.; B. Lucero; V. Iglesias; M. Muñoz; E. Achú; C. Cornejo; A. Concha; A. Grillo & A. Brito. 2016. Plaguicidas organofosforados y efecto neuropsicológico y motor en la Región del Maule, Chile. Gac. Sanit. 30 (3): 227-231.

Olshan, A. F. & J. L. Daniels. 2000. Invited commentary: pesticides and childhood cancer. Am J. Epidemiol. 51: 647-648.

OMS (Organización Mundial de la Salud). 1990. Plaguicidas Organoclorados. Organización Mundial de la Salud (OMS). Organización Panamericana de la Salud (OPS), Centro Panamericano de Ecología y Salud. Serie Vigilancia, 9. Plaguicidas Organoclorados. OMS/OPS. México.

OMS (Organización Mundial de la Salud). 1992. Consecuencias sanitarias del empleo de plaguicidas en la agricultura. Editorial Ginebra. Organización Mundial de la Salud. Ginebra, 128 pp.

OMS (Organización Mundial de la Salud). 1993. Plaguicidas y salud en las Américas. Organización Mundial de la Salud (OMS), Organización Panamericana de la Salud (OPS), División Salud y Ambiente. Washington: OMS/OPS. U.S.A.

Orts, E.; A. García; F. Benavides & T. Fletcher. 1997. Validación de un cuestionario para medir retrospectivamente la exposición laboral a plaguicidas. Gac. Sanit. 11:274-280.

PAN International. 2011. Consult Manual. Pesticide Action Network International. California, EUA.

Pirkle, J. L.; E. J. Sampson; L. L. Needham; D. G. Patterson & D. L. Ashley. 1995. Using biological monitoring to assess human exposure to priority toxicants. Environ Health Perspect 103:45-48.

Plenge-Tellechea, F.; J. Sierra-Fonseca & Y. Castillo-Sosa. 2007. Riesgos a la salud humana causadas por plaguicidas. Tecnociencia Chihuahua. México. 1 (3):3.

Ramírez, J. & M. Lacasaña. 2001. Plaguicidas: clasificación, uso, toxicología y medición de la exposición. México. Arch. Prev. Riesgos Labor. 4 (2): 67-75.

Rojas, M. 2010. Incidencia de seis cánceres en poblaciones expuestas ambientalmente a plaguicidas en desuso en el departamento del César (Colombia). Rev. Colombiana de Cancerología 4 (2): 88-101.

Torres, D. & T. Capote. 2004. Agroquímicos un problema ambiental global: uso del análisis químico como herramienta para el monitoreo ambiental. Revista Científica y Técnica de Ecología y Medio Ambiente. Ecosistemas 13 (3):2-6.

Van Hemmen, J. J. 1993. Predictive exposure modeling for pesticide registration purposes. Ann Occup Hyg. 37: 541-564.

Vergara, C.; G. Monge & A. Catanhede. 2000. Estudio de contaminación de las fuentes de agua por plaguicidas: diagnóstico de la situación del manejo de plaguicidas en la localidad de Suyo, Piura. XXVII Congreso Interamericano Engenharia Sanitária e Ambiental. ABES - Associação Brasileira de Engenharia Sanitária e Ambiental. Brasil, 28 pp.

Yucra, S.; M. Gasco; J. Rubio & G. Gonzales. 2008. Exposición ocupacional a plomo y pesticidas organofosforados: efecto sobre la salud reproductiva masculina. Rev. Perú Med Exp Salud Pública 25 (4): 394-402.

Arnaldoa 25 (1): 179 - 194, 2018
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25111
ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Fuentes de contaminación estacionales en la cuenca del río Utcubamba, región Amazonas, Perú

Seasonal sources of pollution in the Utcubamba river basin, region of Amazonas, Peru

Oscar Andrés Gamarra Torres, Miguel Angel Barrena Gurbillón, Elgar Barboza Castillo, Jesús Rascón Barrios & Fernando Corroto

Instituto de Investigación para el Desarrollo Sustentable de Ceja de Selva, Universidad Nacional Toribio Rodríguez de Mendoza de Amazonas, Calle Higos Urco nº 342-350, 356, Chachapoyas, PERÚ.

Luis Alberto Taramona Ruiz

Unidad de Investigación y Extensión Universitaria, Universidad Le Cordon Bleu, Avenida Salaverry nº 3180, Magdalena del Mar, Lima, PERÚ.



Recibido: 15-XII-2017; aceptado: 28-I-2018; publicado online: 15-III-2018; publicado impreso: 30-IV-2018

Resumen

Existe creciente necesidad de evaluar la calidad del agua para proteger la salud pública. La investigación se realizó en el río Utcubamba, afluente de la cuenca del Alto Marañón, localizado por completo en la región Amazonas, Perú. Se establecieron 43 estaciones de muestreo a lo largo de toda la cuenca hidrográfica del río, que fueron evaluadas en dos temporadas: lluviosa y seca. Se evaluaron 19 parámetros fisicoquímicos y microbiológicos, cuyos resultados se emplearon para determinar las posibles fuentes de contaminación del sistema, siendo los residuos agropecuarios y domésticos, la presencia de vertederos ilegales y canteras y la ausencia de bosques de galería las principales actividades y factores que afectan a la calidad del agua. Por otra parte, variables como CE, DUR, T, TB, CF, CLO, CT, EC y EF mostraron diferencias significativas entre tramos de cuenca, mientras que CE, OD, TB, CT y EC lo hicieron entre temporadas de muestreo. Finalmente, se establecieron correlaciones significativas entre los parámetros microbiológicos, que indicaron el origen orgánico de la contaminación; entre parámetros fisicoquímicos como TB, CE, NITRA y FOSFA que mostraron el origen agrícola de los efluentes, y entre DUR y ALCA, resultado de la contaminación de origen geológico natural del área de estudio.

Palabras clave: calidad de agua, tramos de cuenca, temporada, sistemas hídricos, correlaciones.

Abstract

There is an increasing need to assess the quality of water to protect public health. The research was conducted on the Utcubamba River, a tributary of the Alto Marañón basin, located entirely in the region of Amazonas, Peru. A total of 43 sampling stations were established throughout the river basin, which were evaluated in two seasons: rainy and dry. Nineteen physicochemical and microbiological parameters were evaluated, whose results were used to determine the possible sources of contamination of the system. Agricultural and domestic waste, the presence of illegal landfills and quarries and the absence of riparian forests are the main activities and factors that affect water quality. Likewise, variables such as CE, DUR, T, TB, CF, CLO, CT, EC and EF showed significant differences between sections of basin, while CE, OD, TB, CT and EC showed differences between seasons of sampling. Finally, significant correlations were established between the microbiological parameters, which indicated the organic origin of the contamination; between physicochemical parameters such as TB, CE, NITRA and FOSFA that showed the agricultural origin of the effluents, and between DUR and ALCA, as a result of the contamination from a natural geological origin in the study area.

Keywords: water quality, basin sections, season, water systems, correlations.

Citación: Gamarra, O.; M. Barrena; E. Barboza; J, Rascón; F. Corroto & L. Taramona. 2018. Fuentes de contaminación estacionales en la cuenca del río Utcubamba, región Amazonas, Perú. Arnaldoa 25(1): 179-194. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25111

Introducción

El agua del río es un recurso hídrico vital vulnerable a la contaminación (Wang *et al.*, 2014). La calidad del agua superficial en una región está establecida por procesos naturales (tasa de precipitación, procesos de erosión, erosión del suelo) y antropogénicas (doméstica, industrial y agrícola) (Hooda *et al.*, 2000; Milomanovic, 2007; Kibena *et al.*, 2014; Karabulut *et al.*, 2016). La relación entre calidad del agua de uso humano y la salud pública, está ampliamente reconocida (Pal *et al.*, 2014). En este sentido, el aumento de la contaminación de ecosistemas hídricos provoca que estos recursos naturales se conviertan en inadecuados para el uso primario y/o secundario de la población (Sangani *et al.*, 2015).

Asimismo, uno de los problemas más críticos de los países en desarrollo es el incorrecto manejo de desechos y su eliminación en el ambiente (Kanu & Achi, 2011). Puesto que los ríos constituyen los principales recursos hídricos para el abastecimiento doméstico, industrial y de riego, es imprescindible para prevenir y controlar la contaminación de los mismos obtener información sobre la calidad del agua (Singh *et al.*, 2005). En el control de esta contaminación y la gestión de los recursos hídricos, es preciso identificar las fuentes de contaminación y sus contribuciones desde un punto de vista fisicoquímico, como consecuencia de las actividades agropecuarias; y microbiológico, de origen animal y humano.

En la última década han aumentado los estudios realizados en cuencas altoandinas de Perú, enfocados en su mayoría en parámetros fisicoquímicos y biológicos (e.g. Acosta *et al.*, 2009; Villamarín *et al.*, 2013). Sin embargo, hasta el momento poco se sabe sobre la influencia y el origen específico de los contaminantes en los procesos ecológicos y la dinámica de las aguas corrientes en distintos territorios del país.

El río Utcubamba es un importante afluente del río Marañón. Las poblaciones de la Región Amazonas-Perú de Leymebamba, Chachapoyas, Pedro Ruíz Gallo, Bagua Grande, Cajaruro, El Milagro y Bagua, con una población total que supera los 150 000 habitantes (INEI, 2008), son los principales asentamientos urbanos a orillas del río, o con influencia directa sobre el mismo. Las actividades antropogénicas que influyen en la calidad del agua del río derivan de la ganadería (bovina y porcina), extracción de materiales de cantera, eliminación de aguas residuales domésticas sin tratamiento, vertederos incontrolados, y uso de fertilizantes y plaguicidas en agricultura, principalmente en las tierras bajas (García-Huamán *et al.*, 2011; Chávez *et al.*, 2016). El actual crecimiento urbano en la región y su repercusión en la disponibilidad y la contaminación del recurso hídrico para la salud pública derivada de la calidad del agua, viene marcada por la población afectada, lo que justifica la necesidad de priorizar en el estudio de indicadores de contaminación en el principal ecosistema hídrico presente.

Por estas razones, este estudio trata de la determinación de las características cualitativas y cuantitativas del agua en la cuenca del río Utcubamba, la detección de las principales fuentes de contaminación de la misma, y la búsqueda de las correlaciones más significativas entre las variables.

Material y métodos

Área de estudio

El río Utcubamba nace en el cerro Punta de Arena, en la provincia de Chachapoyas, a una altitud de 4130 m.s.n.m. Atraviesa seis de las siete provincias de la región Amazonas, recorriendo una distancia de unos 250 km antes de fusionarse con el río Chinchipe y el propio Marañón, en el denominado Pongo de Rentema (provincia de Bagua), a 360 m.s.n.m. (Fig. 1). Ocupa un área de 6650,07 km^2, donde los ríos Sonche, Jucusbamba, Naranjos, Tingo y La Peca son sus principales afluentes.

Estaciones de muestreo

Se establecieron 43 estaciones de muestreo adaptando y siguiendo la metodología de Freshwater Ecology and Management para la evaluación del estado ecológico de los ríos Mediterráneos (Prat *et al.*, 2012).

La recolección y análisis de las muestras de agua se realizó entre los años 2014 y 2015,

en dos campañas de muestreo. El reparto de estas campañas se estableció en función del régimen de lluvias anual en la región, de tal forma, que la primera se realizó en la temporada de lluvias (marzo de 2015), y la segunda en la estación seca (agosto de 2015).

Para la determinación de los parámetros fisicoquímicos del agua, en la toma de muestras se siguió el protocolo de monitoreo de la calidad de los recursos hídricos establecido por la Dirección General de Salud Ambiental del Perú (DIGESA, 2007), mientras que, para el análisis de las variables fisicoquímicas y microbiológicas se hizo lo propio con los procedimientos APHA (2012). La temperatura del agua (T), el pH, la conductividad eléctrica (CE), el oxígeno disuelto (OD) y la turbidez (TB) se determinaron *in situ* utilizando un equipo multiparamétrico portátil pH/Cond/OX HL680 Versatile, y un turbidímetro portátil 2100Q, respectivamente. Por otra parte, fueron colectadas muestras en los recipientes correspondientes para el posterior análisis en laboratorio de las siguientes variables: nitratos (NITRA), nitritos (NITRI), fosfatos (FOSFA), sulfatos (SULFA), amonio (AMO), demanda química de oxígeno (DQO), demanda bioquímica de oxígeno en 5 días (DBO_5), alcalinidad (ALCA), cloruros (CLO), dureza (DUR), coliformes totales (CT), coliformes fecales (CF), *Escherichia coli* (EC), y estreptococos fecales (EF). La elección de estos parámetros fue determinada en función de las posibles fuentes de contaminación presentes en la región, entre las que no se encuentra la actividad minera, por lo que fue desechado el análisis de metales pesados derivados de esta actividad.

Análisis de datos

Para observar la variación de los datos por tramo de cuenca (alto, medio y bajo) y entre temporadas de muestreo se presentan los resultados de las estaciones de muestreo pertenecientes al cauce principal en forma de gráficas. De igual manera, se usaron los resultados obtenidos en las estaciones de muestreo situadas en los afluentes del río Utcubamba, sin embargo, su efecto se tuvo en cuenta en relación a la búsqueda del origen de las fuentes de contaminación.

Teniendo en cuenta la gran diferencia existente en cuanto a la incidencia de las fuentes de contaminación a lo largo de toda la cuenca del río Utcubamba, se utilizó la prueba estadística no paramétrica de Kruskal-Wallis para establecer diferencias significativas ($p < 0,05$) entre los tres tramos de cuenca, así como, entre las dos épocas de muestreo. La prueba de Kruskal-Wallis ha sido ampliamente utilizada en la identificación de diferencias entre datos asimétricos en la calidad del agua en estudios previos (Yu *et al.*, 1993; Cain *et al.*, 2004; Miserendino *et al.*, 2011; Bohrerova *et al.*, 2016). Es preciso exponer, que los tramos de la cuenca se dividieron en función de la altitud a la que se localizaron, de tal forma, que el tramo alto englobó estaciones de muestreo (EM) de la 1 a la 6 (mayores a 2000 m.s.n.m), el tramo medio de la 7 a la 26 (entre 1000 y 2000 m.s.n.m.), y el tramo bajo de la 27 a la 43 (menores de 1000 m.s.n.m.).

Estas pruebas fueron evaluadas mediante el programa Statistix 8.0.

Finalmente, se realizó una correlación de Pearson ($p < 0,01$) para establecer la relación lineal en el comportamiento de las medias de los parámetros microbiológicos y fisicoquímicos.

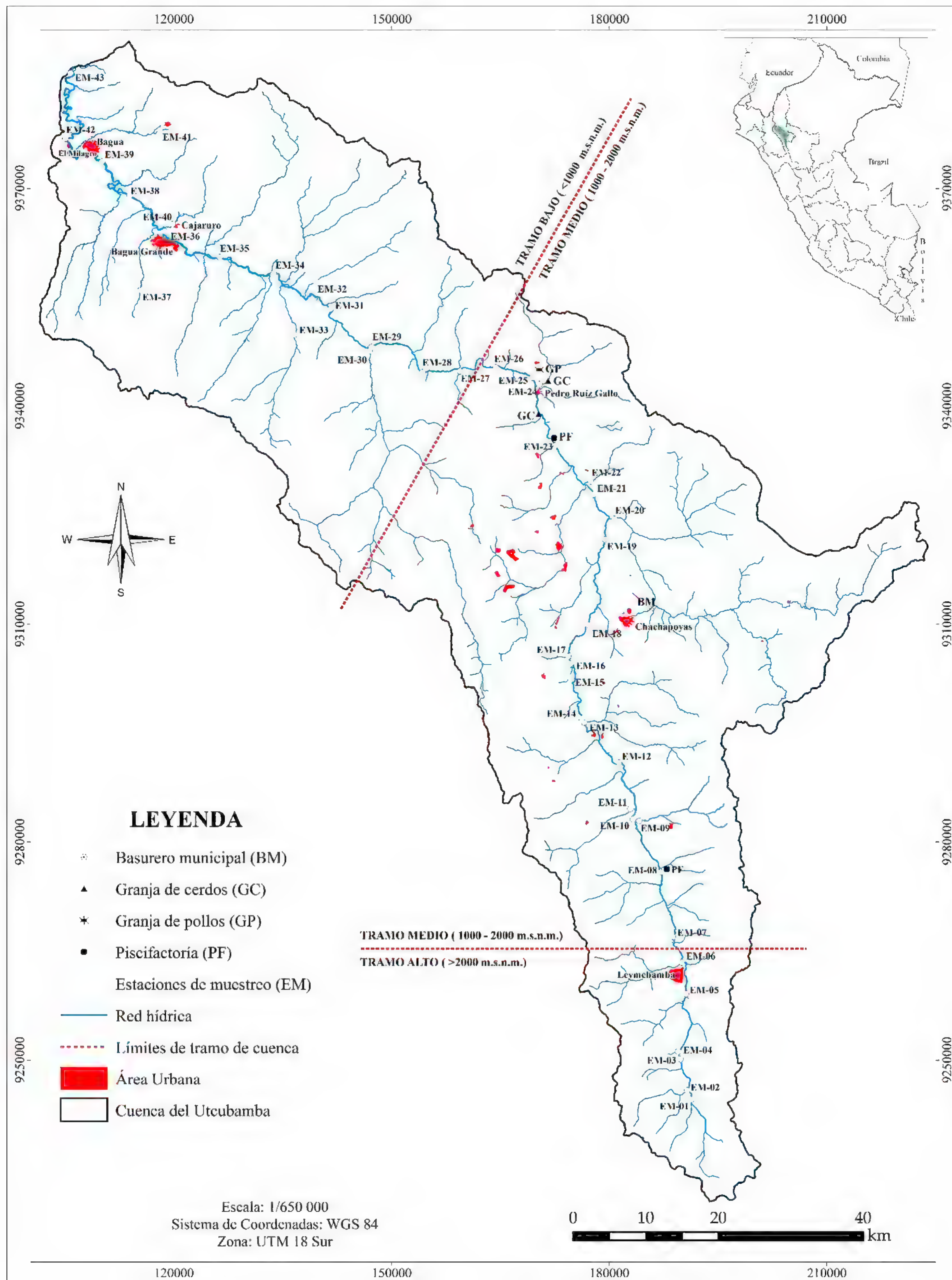


Fig. 1. Localización de las estaciones de muestreo en la cuenca del río Utcubamba. entre la temporada de lluvias y la seca, previa estandarización de los datos. Para estos análisis se usó el software Past 3.0 (Hammer *et al.* 2001)."

Resultados y discusión

Fuentes de contaminación fisicoquímica y microbiológica del agua

Las variaciones anuales en la concentración de DBO_5 en las 43 estaciones de muestreo a lo largo de la cuenca del río Utcubamba mostraron una tendencia a descender su concentración de la época húmeda a la época seca (Fig. 2A). Los valores superiores presentados en la época de lluvias pueden ser debido al aumento en la erosión y arrastre de materiales por escorrentía derivado de estas (Rodríguez-Arias & Silva Benavides, 2015). Se aprecia un pico con un valor muy superior en la estación seca de la EM-16, la cual se sitúa en una zona de influencia de la primera plantación intensiva de "café" *Coffea arabica* (Rubiaceae) existente a orillas de la cuenca del Utcubamba, con las consecuentes descargas de este cultivo en forma de fertilizantes que aumentan las concentraciones de nutrientes en el agua (Beyene *et al.*, 2012). La DQO (Fig. 2B) siguió una línea similar a la DBO_5, y es que ambas mantienen una relación para cada tipo de aguas (Lee *et al.*, 2009; Bu *et al.*, 2014). Los NITRA, NITRO y FOSFA siguieron una distribución desigual por temporadas a lo largo de las estaciones de muestreo establecidas en el cauce principal de la cuenca (Fig. 2C-2E). Estos picos tan diferentes se deben posiblemente a las descargas intermitentes de efluentes de origen agrícola, especialmente abundantes e intensivas en el tramo bajo de la cuenca, y que constituyen una fuente importante de liberación de nutrientes al agua (Kagalou *et al.*, 2012).

El AMO siguió una distribución homogénea entre temporadas de muestreo y tramos de cuenca, con valores superiores en la temporada lluviosa y ligeramente superiores en el tramo bajo (Fig. 2F). Sin embargo, cabe destacar dos estaciones de muestreo, EM-10 y EM-36, donde los valores obtenidos en la temporada seca fueron muy superiores a los de la época lluviosa. La EM-10 está situada aguas abajo de una piscifactoría de "trucha arcoíris" *Oncorhynchus mykiss* (Salmonidae), por lo que, estos valores pueden deberse a una descarga puntual en el momento de muestreo, ya que según Naylor *et al.* (2000) los criaderos de peces pueden producir un remanente estándar que aumente los niveles de este componente en sus desagües. En relación a la EM-36, el valor tan alto de amonio se explica en la existencia de cultivos intensivos de "arroz" *Oryza sativa* (Poaceae) en las orillas de todo el tramo bajo, y la dependencia de la agricultura intensiva de la aplicación de fertilizantes sintéticos como el nitrato de amonio y la urea (Geisseler & Scow, 2014).

En cuanto a la CE, el pH y el OD, la tendencia entre temporadas fue diferente a las anteriores, con valores superiores, en líneas generales, en la temporada seca (Fig. 2G-2H). Variaciones estacionales similares se observan también en Fan *et al.* (2012), y es que la concentración de OD puede influir en el balance de carbonatos en el agua y, por tanto, influir en el valor del pH del mismo. Los valores menores de CE en el agua durante la temporada lluviosa sugieren que se produce una dilución de la concentración de iones resultado de estos eventos meteorológicos (Mei *et al.*, 2014). Ocurre lo contrario con la TB (Fig. 2J), que aumentó en la temporada de lluvias como consecuencia de la suspensión de sedimentos producto de las mismas (Itayama *et al.*, 2015). Por otra parte, los valores de CE y de TB se incrementaron en la estaciones de muestreo del tramo bajo, como consecuencia del aumento y acumulación de efluentes orgánicos e inorgánicos en relación a la

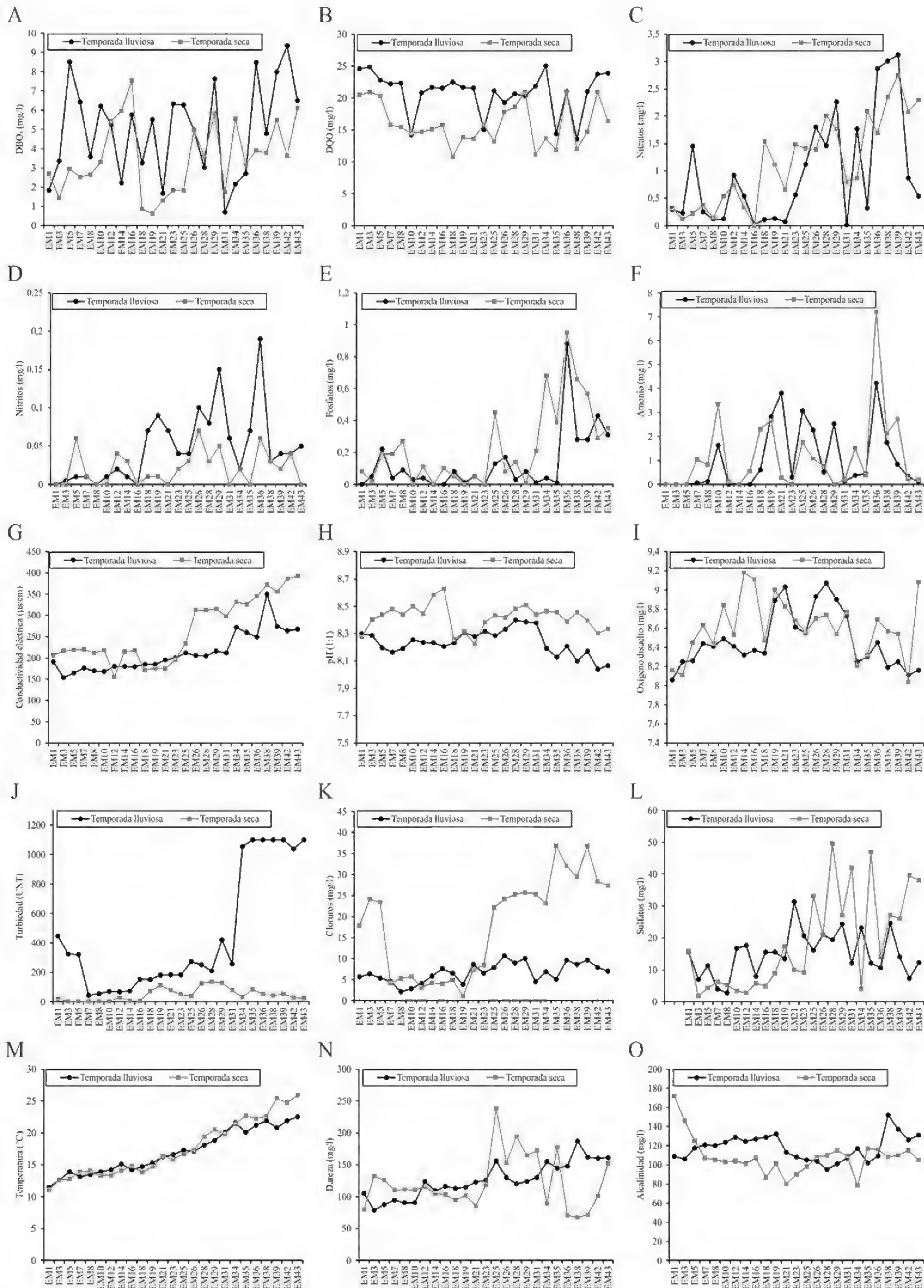


Fig. 2. Concentración por temporadas (Lluviosa y Seca) de las 15 variables fisicoquímicas evaluadas a lo largo de las 25 estaciones de muestreo situadas en el cauce principal de la cuenca del río Utcubamba

primera, y debido a la ausencia casi total de vegetación riparia en las tierras bajas para la segunda (Anbumozhi *et al*., 2005; Singh & Mishra, 2014). Los valores de pH y de OD se mantuvieron razonablemente constantes a lo largo de todo el cauce principal de la cuenca. Cabe mencionar, que los valores de OD en el tramo medio de la cuenca aumentaron ligeramente a causa que esta parte del río se caracteriza por la presencia de numerosos saltos de agua de mayor o menor magnitud debido al relieve abrupto característico de esta área, que provocan un aumento en la concentración de OD en el agua (Leibowitz *et al*., 2017).

Otras dos variables que presentaron concentraciones mayores en la temporada seca son los CLO y los SULFA (Fig. 2K y 2L). Valores similares fueron obtenidos por Wunderlin *et al*. (2001) en su estudio sobre la calidad del agua en el río Suquía (Argentina), explicados a partir del aumento de la dilución en la época lluviosa. De igual manera, las concentraciones más elevadas de estos compuestos se dieron en el tramo bajo de la cuenca, coincidiendo con los cultivos intensivos de "arroz" que ocupan los márgenes del río y que a través de los fertilizantes, especialmente el cloruro de amonio (NH_4Cl) y el sulfato cúprico ($CuSO_4$), ampliamente utilizados en la región, descargan por infiltración los efluentes de esta actividad directamente al río (Zia *et al*., 2013).

La temperatura mostró una línea ascendente al disminuir la altitud, con un ligero aumento en los valores obtenidos en la estación seca, paralelo a la temperatura ambiental característica en el área de estudio (Fig. 2M).

Las variables de DUR y ALCA, mostraron una variabilidad dispar entre tramos de cuenca y entre temporadas de muestreo (Fig. 2N y 2O), derivada de la geología del área de estudio, compuesto principalmente por calcitas y dolomitas (Segnini & Chacón, 2005). Finalmente, las variables microbiológicas examinadas, CT, CF, EC y EF, mostraron la misma disposición tanto entre tramos de cuenca como entre temporadas de muestreo (Fig. 3A-3D). Se usó la metodología del Número Más Probable (NMP) para el análisis de estos parámetros microbiológicos. Es preciso aclarar, que por razones de cálculo y análisis estadístico los valores mayores de 1600 NMP/100 mL se reemplazaron mediante un arreglo matemático por un valor de 2000 NMP/100 mL para cuantificar estas cuatro variables, por lo que, los valores más altos aparecieron en ambas temporadas y en numerosas estaciones de muestreo. El origen de esta polución deriva de la contaminación antropogénica (Odonkor & Ampofo, 2013), evidenciado en que tanto el grupo de los coliformes como los enterococos fecales son utilizados como indicadores de contaminación fecal en aguas (McQuaig *et al*., 2012)..

Los parámetros fisicoquímicos que mostraron diferencias significativas en sus resultados entre los tramos alto, medio y bajo de la cuenca fueron CE ($p = 0{,}001$), DUR ($p = 0{,}001$), T ($p = 0{,}035$), TB ($p = 0{,}002$), CF ($p = 0{,}002$), CLO ($p = 0{,}018$), CT ($p = 0{,}015$), EC ($p = 0{,}029$) y EF ($p = 0{,}057$). Paralelamente, CE ($p = 0{,}000$), OD ($p = 0{,}042$), TB ($p = 0{,}047$), CT ($p = 0{,}032$) y EC ($p = 0{,}020$), presentaron diferencias significativas entre las dos temporadas de muestreo. Las diferencias obtenidas entre temporadas en relación a la CE y T se dan de igual manera en Custodio Villanueva & Chanamé Zapata (2016) en el río Mantaro (Perú); sin embargo, ninguna coincide con las diferencias obtenidas en otros estudios que realizaron este mismo análisis pero en realidades diferentes (Boyer

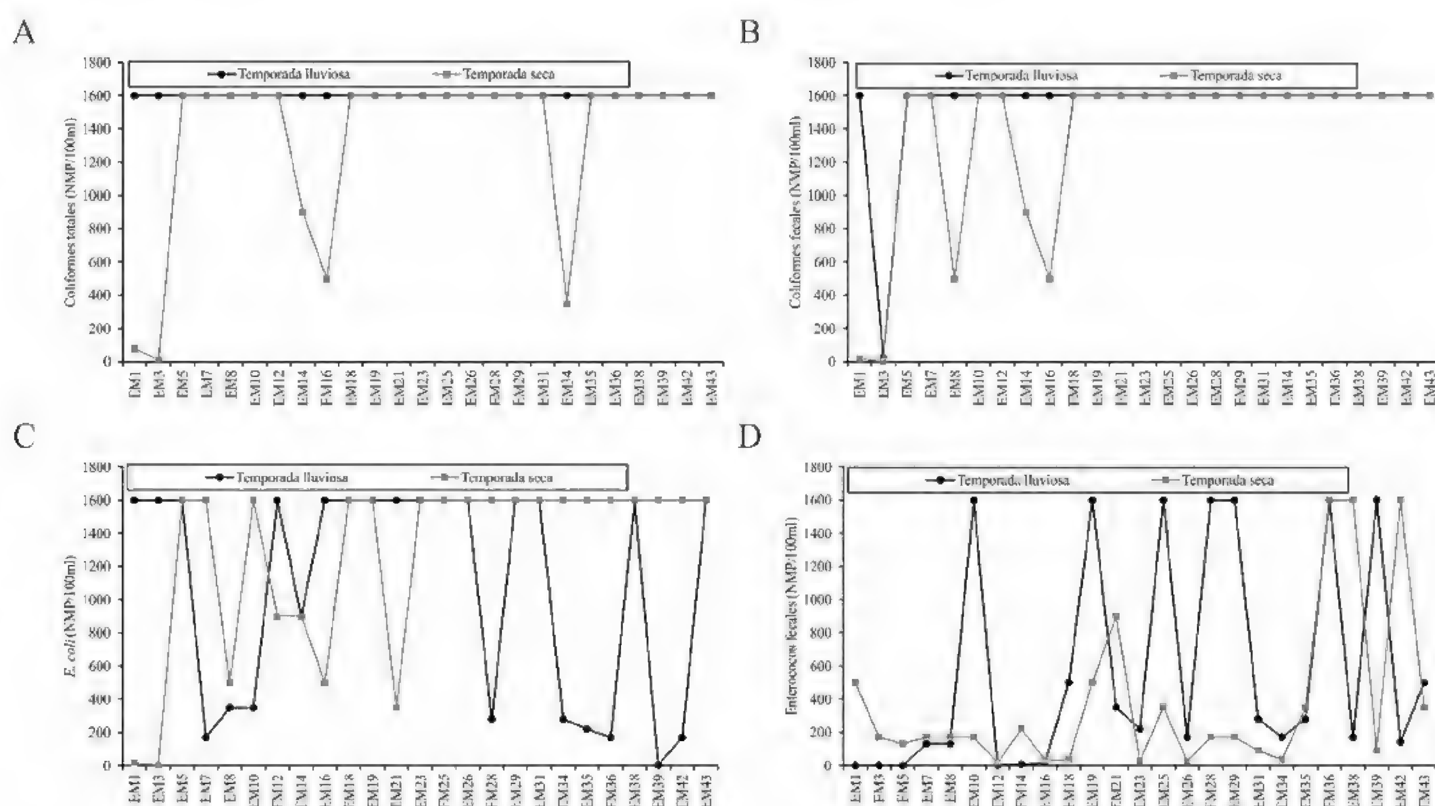


Fig. 3. Concentración por temporadas (lluviosa y seca) de las cuatro variables microbiológicas evaluadas a lo largo de las 25 estaciones de muestreo situadas en el cauce principal de la cuenca del río Utcubamba

et al., 1999; Montoya, 2008).

Todos los parámetros fisicoquímicos evaluados se situaron por debajo de los límites marcados por los Estándares de Calidad Ambiental (ECA) para agua de ríos de la sierra en la categoría IV (conservación del medio acuático) (MINAM, 2015), salvo la CE en la EM-24, en la temporada seca (Tabla 1). En esta estación se obtuvo un valor de 1120 µS/cm, superior a los 1000 µS/cm permitidos. Cabe destacar, que aguas arriba de la estación de muestreo situada en esta quebrada (El Chido), hay establecidas una granja avícola y una porcina, que vierten sus efluentes al curso del río sin tratamiento previo. Por tanto, este valor es debido a las fuertes relaciones entre la CE y la contaminación potencial producida por granjas de aves de corral (Seeboonruang, 2012) y de cerdos (Xu *et al.,* 2015). Asimismo, dos variables, AMO y SULFA, mostraron valores elevados en dicha estación, 9,12 y 121,84 mg/L, respectivamente, y las razones derivan de las antes expuestas.

Otros parámetros fisicoquímicos con valores próximos a los límites marcados para la conservación del ambiente acuático en ríos de sierra fueron DBO_5 y DQO. La DBO_5 alcanzó su valor más alto (9,35 mg/L) en la EM-42, en temporada lluviosa. Por su parte, la DQO lo hizo en la EM-33 (26,89), en temporada de lluvias también, y la razón de presentar un valor tan elevado de este factor orgánico en un afluente (quebrada Honda) representa principalmente contribución de fuentes no puntuales, como las aguas residuales de la ganadería (Chung *et al.,* 2005). Este antecedente se confirma al localizarse ganado vacuno en las cercanías de la quebrada aguas arriba de la estación de muestreo.

Los NITRA en la EM-41 alcanzaron un valor de 4,97 mg/L. Esta estación está situada en la quebrada La Peca, en el tramo bajo de la cuenca, y se caracteriza por la presencia de numerosos cultivos ("café" mayoritariamente) en sus márgenes. El abuso de fertilizantes, esencialmente el nitrato de amonio (NH_4NO_3) en las tareas

Tabla 1

Valores obtenidos en las dos temporadas de muestreo de los parámetros fisicoquímicos y microbiológicos de la calidad de agua de los afluentes del río Utcubamba

EM	Temporada	DBO (mg/L)	DQO (mg/L)	NITRA (mg/L)	NITRO (mg/L)	FOSFA (mg/L)	AMO (mg/L)	CE (μS/cm)	pH (1:1)	OD (mg/L)	TB (UNT)	CLO (mg/L)	SULFA (mg/L)	T (ºC)	DUR (mg/L)	ALCA (mg/L)	CT (NMP/100 ml)	CF (NMP/100 ml)	EC (NMP/100 ml)	EF (NMP/100 ml)
EM2	H	2,87	25,99	1,48	0,01	0,00	0,06	116,50	8,11	7,80	88,12	6,39	2,78	12,10	62,06	65,25	1600	1600	1600	0
	S	3,83	20,41	0,45	0,02	0,09	0,14	202,00	8,25	8,12	1,65	13,66	2,78	14,60	60,00	124,00	33	17	17	70
EM4	H	3,88	25,03	1,22	0,01	0,02	0,00	154,30	8,27	7,81	93,47	8,52	7,34	13,10	78,80	102,66	1600	300	1600	6
	S	1,34	20,95	0,47	0,02	0,08	0,30	203,00	8,09	7,85	5,61	5,25	7,34	12,40	60,80	127,00	240	240	240	300
EM6	H	1,69	18,91	0,74	0,01	0,04	0,00	130,30	7,95	8,28	64,51	10,30	15,24	13,40	61,07	80,04	500	500	500	7
	S	2,59	14,71	0,20	0,00	0,04	0,00	173,50	8,20	8,13	3,61	3,15	4,10	13,80	85,05	79,00	130	130	130	7
EM9	H	1,80	21,49	0,00	0,00	0,01	0,00	90,80	8,14	8,44	8,17	2,49	9,25	14,10	42,36	67,86	80	50	50	4
	S	6,28	16,75	0,00	0,00	0,24	0,05	145,90	8,37	8,75	1,41	4,20	1,26	12,40	68,25	71,00	50	50	50	2
EM11	H	0,97	21,07	1,57	0,04	0,07	0,00	134,40	8,07	8,36	830,32	7,92	7,98	14,50	71,91	91,35	1600	1600	1600	6
	S	6,44	14,05	1,95	0,12	0,09	0,00	213,00	8,65	9,18	5,01	4,17	9,77	14,50	66,15	173,00	280	110	110	170
EM13	H	2,24	21,31	0,00	0,01	0,09	0,00	126,30	8,13	8,02	17,30	4,82	9,16	15,90	76,00	80,91	1600	350	350	170
	S	5,16	12,61	0,95	0,00	0,31	0,00	179,10	7,76	8,06	7,62	11,56	1,87	15,20	50,40	81,00	33	26	26	14
EM15	H	1,11	21,43	0,00	0,00	0,00	1,87	181,70	8,44	8,29	33,25	4,48	8,25	15,70	107,00	121,80	1600	1600	1600	4
	S	5,69	14,89	0,00	0,00	0,00	0,17	244,00	8,60	8,27	3,50	5,12	1,56	15,60	128,10	120,00	80	50	50	110
EM17	H	2,16	21,25	2,12	0,00	0,27	0,86	332,00	8,51	7,97	359,52	4,48	41,07	16,80	224,00	207,93	1600	1600	1600	30
	S	6,08	13,93	0,88	0,04	0,15	0,10	332,00	8,65	8,01	20,00	5,15	17,97	17,10	157,50	154,00	900	500	500	27

Tabla 1

(Continuación)

EM20	H	1,02	20,17	0,44	0,05	0,64	3,32	206,00	8,26	8,42	363,85	7,58	47,77	17,10	124,00	100,92	1600	1600	1600	1600
	S	1,68	14,23	1,18	0,08	0,97	0,97	173,20	8,29	8,43	54,68	16,81	19,49	16,60	78,75	60,00	1600	1600	1600	500
EM22	H	1,43	21,49	0,22	0,00	0,08	0,00	161,10	8,10	8,18	43,31	4,82	23,75	17,30	96,00	66,00	300	240	240	70
	S	1,24	14,11	0,07	0,00	0,06	0,00	205,00	8,35	8,39	3,48	9,46	18,89	16,40	99,75	76,00	1600	1600	1600	2
EM24	H	8,38	20,47	1,76	0,01	0,37	9,12	376,00	8,30	8,34	755,37	45,11	7,94	17,30	134,00	104,00	1600	1600	1600	1600
	S	6,26	11,47	2,23	0,03	0,15	3,28	1120,00	8,57	8,35	9,55	121,84	68,42	17,70	232,58	161,00	1600	1600	1600	1600
EM27	H	4,98	20,59	0,76	0,01	0,17	0,00	133,40	8,30	8,45	37,54	3,79	3,69	18,80	87,00	69,00	500	300	13	2
	S	3,56	17,41	0,21	0,01	0,07	0,00	195,40	8,55	8,44	9,21	6,30	3,08	19,40	154,35	100,00	350	80	22	14
EM30	H	6,93	20,95	0,65	0,01	0,13	0,00	111,10	8,26	8,81	95,47	3,10	12,50	19,80	77,00	63,00	900	900	280	1100
	S	2,86	20,59	0,34	0,00	0,03	2,33	147,50	8,42	8,87	8,40	17,86	3,39	19,80	115,50	111,00	1600	280	280	34
EM32	H	2,14	18,07	0,07	0,03	0,02	0,08	326,00	8,43	8,69	308,15	3,79	22,89	19,40	184,00	127,00	1600	1600	1600	1600
	S	2,73	9,61	1,23	0,00	0,17	1,59	344,00	8,37	7,31	408,18	18,91	58,68	22,90	163,80	186,00	1600	1600	1600	90
EM33	H	2,12	26,89	0,18	0,00	0,00	0,03	302,00	8,32	8,43	1100,00	4,20	10,11	19,30	166,00	134,00	1600	1600	1600	280
	S	4,57	9,34	0,94	0,00	0,30	1,26	139,00	8,41	7,92	3,09	8,41	3,08	23,20	92,80	40,02	34	34	1600	350
EM37	H	4,54	23,47	0,31	0,01	0,12	0,27	271,00	8,12	8,12	1100,00	7,72	9,76	20,70	149,00	140,00	1600	1600	280	170
	S	8,63	17,22	0,34	0,00	0,31	0,23	423,00	8,52	7,96	2,82	9,46	20,71	22,60	113,60	135,72	27	7	1600	350
EM38	H	4,79	13,57	3,01	0,03	0,28	1,74	350,00	8,10	8,19	1100,00	8,61	24,60	21,90	187,00	152,00	1600	1600	1600	170
	S	3,77	12,01	2,35	0,03	0,66	2,13	372,00	8,46	8,57	42,33	29,42	27,15	22,60	67,20	108,00	1600	1600	1600	1600
EM40	H	6,73	20,04	2,22	0,03	0,37	1,03	511,00	8,40	7,95	239,20	5,17	47,76	23,40	258,00	243,00	1600	1600	13	170
	S	4,39	13,87	0,94	0,02	0,66	3,52	621,00	8,23	7,05	19,65	19,97	58,43	23,70	244,13	78,00	1600	1600	1600	90
EM41	H	7,25	20,07	4,77	0,01	0,32	0,96	312,00	8,47	8,19	1100,00	2,92	28,91	21,30	189,00	142,00	1600	1600	220	170
	S	4,21	14,05	1,14	0,02	0,25	0,15	260,00	8,58	8,10	4,67	15,76	8,86	22,50	84,00	116,00	1600	280	280	1600

H = temporada de lluvias; S = temporada seca.

agrícolas propias de este cultivo y su cercanía a fuentes de agua aumenta sus concentraciones en el recurso hídrico (Tully *et al*., 2012).

El valor más elevado obtenido del análisis de los FOSFA se exhibió en la EM-20, en este caso en la temporada seca. La particularidad de esta estación, situada en el río Sonche, es que está localizada aguas abajo del vertedero local de la ciudad de Chachapoyas, capital de la región Amazonas. Este basurero está ubicado en el valle del Sonche, y los residuos son lanzados directamente al valle, sin un manejo previo, desde la carretera situada en la parte superior del valle. Los altos niveles de fosfatos en el agua de la EM-20 tienen un origen similar a los observados en Cieszynska *et al.* (2012), resultado de la basura depositada aguas arriba del río Vistula (Polonia).

Finalmente, los parámetros microbiológicos, debido a la técnica utilizada de fermentación en tubos múltiples con tres diluciones y cinco réplicas, no pudieron compararse con los ECA establecidos para esta categoría de conservación, ya que el límite marcado por esta, es de 2000 NMP/100 mL y con la metodología usada no es posible calcular resultados precisos por encima de este valor. Así, los resultados obtenidos para las cuatro variables estudiadas alcanzaron su valor más alto en numerosas estaciones de muestreo, tanto en la temporada lluviosa como en la seca. Las concentraciones de CT mostraron un valor mínimo de 9 NMP/100 mL en la EM-3 del cauce principal, motivado por las características físicas de la misma, con una estructura de la cobertura arbórea casi intacta y una gran diversidad de especies vegetales ribereñas nativas que regulan y aseguran la estabilidad de las orillas (Acosta *et al*., 2009). Ocurre lo mismo con CF y EC, cuyos valores más bajos aparecen en la misma estación. A pesar de la presencia de ganado en las cercanías de la EM-1 y EM-2, que arrastra purines y estiércol de los vacunos y otros animales aumentando los niveles de estas bacterias en el agua (Olsen *et al*, 2012; Valenzuela *et al*., 2012), la excelente calidad mantenida por el bosque situado en la EM-3 le confiere la capacidad de actuar adecuadamente como filtro frente a la entrada de sedimentos y sustancias químicas en el cauce, acumulando los mismos en sus márgenes (Suárez *et al*., 2002). Los EF, íntimamente relacionados con EC, como indicadores de contaminación fecal, presentaron su concentración más baja (0 NMP/100 mL) en la temporada de lluvias, en las tres primeras estaciones de muestreo del río (EM-1, EM-2 y EM-3). La proporción entre coliformes fecales y estreptococos fecales puede servir para localizar el origen de la contaminación fecal en fuentes de agua contaminadas (Murrell *et al.,* 2013). Geldreich & Kenner (1969) indican que si la relación CF/ EF es superior a 4,0 el origen de la contaminación fecal es humano, si la relación CF/EF es menor a 0,7 es animal, y si esta se encuentra entre 4,0 y 0,7 el origen es mixto. De esta forma, y teniendo en cuenta la ausencia de localidades con poblaciones superiores a los 500 habitantes aguas arriba de las tres estaciones de muestreo mencionadas, se puede decir que el origen de la contaminación es animal, ya que las relaciones calculadas para estas tres estaciones fueron menores a 0,7.

Agrupación de variables

Se presentan correlaciones lógicas entre DUR y ALCA, derivada de la geología de la cuenca (Chidya *et al.,* 2011), y entre DBO_5 y DQO, cuya relación puede provenir tanto de efluentes agrícolas como de aguas residuales domésticas (Shrestha & Kazama, 2007).

También se dieron correlaciones significativas entre CF, EC y OD, asociadas con la contaminación fecal que se da en las dos temporadas de muestreo a lo largo de toda la cuenca. CF y EC están estrechamente vinculadas a los residuos orgánicos de origen fecal tanto humanos como animales (Gemmell & Schmidt, 2012), mientras que la presencia en este grupo del OD puede deberse a bacterias indicadoras de contaminación fecal suspendidas en el agua (Tshibanda *et al.,* 2014). De igual manera, se manifiestan altas correlaciones entre las cuatro variables microbiológicas (CT, CF, EC y EF).

TB se correlacionó positivamente con NITRA, FOSFA y CE entre otras variables, lo que refleja el enlace de partículas suspendidas (Buck *et al*., 2004).

Finalmente, cabe destacar la relación existente entre AMO y CLO, ligada al uso de fertilizantes químicos en los cultivos agrícolas del área de drenaje de los tramos alto y medio, y de manera directa en los márgenes del tramo bajo.

Conclusiones

Los análisis realizados a lo largo de 43 estaciones en dos temporadas de muestreo en la cuenca del río Utcubamba, indican que las principales fuentes de contaminación de este sistema hídrico derivan de la escorrentía agrícola, resultante del uso de fertilizantes y plaguicidas, de las descargas domésticas de efluentes orgánicos sin tratamiento previo directamente al agua del río, de la implantación de canteras de extracción de materiales, de la eliminación de residuos sólidos en vertederos ubicados cerca de la red fluvial, así como de la presencia de granjas de aves y cerdos que también contribuyen con efluentes orgánicos e inorgánicos al aumento de concentraciones bacterianas y químicas en el sistema, y de la deforestación ribereña, que supone un inconveniente para la recuperación del sistema a partir de la capacidad de retención e infiltración propia de los ecosistemas riparios. Cabe destacar que, si bien, el recurso hídrico no es apto para consumo y uso recreativo humano en toda la cuenca, en parte debido a las concentraciones de bacterias, la mayor parte de los parámetros físicoquímicos determinados en el agua del río Utcubamba, tanto por temporada como por estación de muestreo, se encuentran dentro de los límites permisibles establecidos por los estándares de calidad ambiental (ECA) para agua de ríos de la sierra en la categoría IV (conservación del ambiente acuático). Solamente la CE, en la EM-24 de la temporada seca supera estos límites.

Por último, el empleo de análisis no paramétricos permitió exponer qué variables mostraron diferencias significativas entre los tres tramos de cuenca (CE, DUR, T, TB, CF, CLO, CT, EC y EF), y entre temporadas (CE, OD, TB, CT, y EC). Asimismo, los análisis de correlación entre variables mostraron relaciones significativas entre los parámetros microbiológicos (CT, CF, EC y EF), que indican contaminación de origen fecal humano y/o animal, entre indicadores de contaminación natural (DUR y ALCA), y entre parámetros fisicoquímicos (TB, CE, NITRA y FOSFA), que indican contaminación de origen agrícola, principalmente.

Literatura citada

Acosta, R.; B. Ríos; M. Rieradevall & N. Prat. 2009. Propuesta de un protocolo de evaluación de la calidad ecológica de ríos andinos (CERA) y su aplicación a dos cuencas en Ecuador y Perú. Limnetica 28: 35-64.

Anbumozhi, V.; J. Radhakrishnan & E. Yamaji. 2005. Impact of riparian buffer zones on water quality and associated management considerations. Ecological Engineering 24: 517-523.

Beyene, A.; Y. Kassahun; T. Addis; F. Assefa; A. Amsalu; W. Legesse; H. Kloos & L. Triest. 2012. The impact of traditional coffee processing on river water quality in Ethiopia and the urgency of adopting sound environmental practices. Environmental monitoring and assessment 184: 7053-7063.

Bohrerova, Z.; E. Park; K. Halloran & J. Lee. 2016. Water Quality Changes Shortly After Low-Head Dam Removal Examined With Cultural and Microbial Source Tracking Methods. River Research and Applications 33: 113-122.

Boyer, J. N.; J. W. Fourqurean & R. D. Jones. 1999. Seasonal and long-term trends in the water quality of Florida Bay (1989–1997). Estuaries 22: 417-430.

Bu, H.; W. Meng; Y. Zhang; & J. Wan. 2014. Relationships between land use patterns and water quality in the Taizi River basin, China. Ecological Indicators 41: 187-197.

Buck, O.; D. K. Niyogi & C. R. Townsend. 2004. Scale-dependence of land use effects on water quality of streams in agricultural catchments. Environmental Pollution 130: 287-299.

Cain, D. J.; S. N. Luoma & W. G. Wallace. 2004. Linking metal bioaccumulation of aquatic insects to their distribution patterns in a mining-impacted river. Environmental Toxicology and Chemistry 23: 1463-1473.

Chávez, J.; D. Leiva & F. Corroto. 2016. Caracterización fisicoquímica y microbiológica de las aguas residuales en la ciudad de Chachapoyas, Región Amazonas. Ciencia Amazónica 6: 16-27.

Chidya, R. C. G.; S. M. I. Sajidu; J. F. Mwatseteza & W. R. L. Masamba. 2011. Evaluation and assessment of water quality in Likangala river and its catchment area. Physics and Chemistry of the Earth 36: 865-871.

Chung, Y. C.; Y. H. Li & C. C. Chen. 2005. Pollutant removal from aquaculture wastewater using the biopolymer chitosan at different molecular weights. Journal of environmental science and health 40: 1775-1790.

Cieszynska, M.; M. Wesolowski; M. Bartoszewicz; M. Michalska & J. Nowacki. 2012. Application of physicochemical data for water-quality assessment of watercourses in the Gdansk Municipality (South Baltic coast). Environmental monitoring and assessment 184: 2017-2029.

Custodio Villanueva, M. & F. C. Chanamé Zapata. 2016. Análisis de la biodiversidad de macroinvertebrados bentónicos del río Cunas mediante indicadores ambientales, Junín-Perú. *Scientia Agropecuaria* 7: 33-44.

DIGESA (Dirección General de Salud). 2007. Protocolo de monitoreo de la calidad sanitaria de los recursos hídricos superficiales. Dirección General de Salud Ambiental. Disponible en: http://www.digesa.minsa.gob.pe/depa/informes_tecnicos/PROTOCOLO-MONITOREO-CALIDAD-RECURSOS-HIDRICOS-SUPERFICIALES-(CONTINENTALES).pdf

Fan, X.; B. Cui; K. Zhang; Z. Zhang & H. Shao. 2012. Water quality management based on division of dry and wet seasons in Pearl River Delta, China. Clean – Soil, Air, Water 40: 381-393.

García-Huamán, F. T.; J. T. Torres-Delgado & S. E. Vergara-Medrano. Calidad ecológica del agua del río Utcubamba en relación a parámetros fisicoquímicos y biológicos. Amazonas, Perú. 2011. SCIÉNDO 14: 7-19.

Geisseler, D. & K. M. Scow. 2014. Long-term effects of mineral fertilizers on soil microorganisms: A review. Soil Biology and Biochemistry 75: 54-63.

Geldreich, E. & B. Kenner. 1969. Concepts of faecals streptococci in stream pollution. Journal of the Water Pollution Control Federation 41: 336–352.

Gemmell, M. E. & S. Schmidt. 2012. Microbiological assessment of river water used for the irrigation of fresh produce in a sub-urban community in Sobantu, South Africa. Food Research International 47: 300-305.

Hammer Ø.; D. A. T. Harper & P. D. Ryan. 2001. Paleontological statistics software package for education and data analysis. Palaeontologia Electronica 4: 1-9.

Hooda, P. S.; A. C. Edwards; H. A. Anderson & A. Miller. 2000. A review of water quality concerns in livestock farming areas. Science of the Total Environment 250: 143-167.

INEI (Instituto Nacional de Estadística e Informática). 2008. Censos Nacionales 2007: XI de Población y VI de Vivienda. Lima, Perú.

Itayama, T.; P. R. Hawkins; P. Leelahakriengkrai; S. Kullasoot; N. Whangchai; C. Chitmanat; Y. Peerapornpisal & B. Sirithunyalug. 2015. Bioassessment of dry season water quality in the Ping river around Chiang Mai city, Thailand. Chiang Mai Jour-

nal of Science 42: 349-366.

Kagalou, I.; I. Leonardos; C. Anastasiadou & C. Neofytou. 2012. The DPSIR approach for an integrated river management framework. A preliminary application on a Mediterranean site (Kalamas River-NW Greece). Water resources management 26: 1677-1692.

Kanu, I. & O. K. Achi. 2011. Industrial effluents and their impact on water quality of receiving rivers in Nigeria. Journal of applied technology in environmental sanitation 1: 75-86.

Karabulut, A.; B. N. Egoh; D. Lanzanova; B. Grizzetti; G. Bidoglio; L. Pagliero; F. Bouraoui; A. Aloe; A. Reynaud; J. Maes; I. Vandecasteel & S. Mubareka. 2016. Mapping water provisioning services to support the ecosystem–water–food–energy nexus in the Danube river basin. Ecosystem Services 17: 278-292.

Kibena, J.; I. Nhapi & W. Gumindoga. 2014. Assessing the relationship between water quality parameters and changes in landuse patterns in the Upper Manyame River, Zimbabwe. Physics and Chemistry of the Earth 67: 153-163.

Lee, S. W.; S. J. Hwang; S. B. Lee; H. S. Hwang & H. C. Sung. 2009. Landscape ecological approach to the relationships of land use patterns in watersheds to water quality characteristics. Landscape and Urban Planning 92: 80-89.

Leibowitz, Z. W.; L. A. F. Brito; P. V. De Lima; E. M. Eskinazi-Sant'Anna & N. O. Barros. 2017. Significant changes in water pCO 2 caused by turbulence from waterfalls. Limnologica-Ecology and Management of Inland Waters 62: 1-4.

McQuaig, S.; J. Griffith & V. J. Harwood. 2012. Association of fecal indicator bacteria with human viruses and microbial source tracking markers at coastal beaches impacted by nonpoint source pollution. Applied and environmental microbiology 78: 6423-6432.

Mei, K.; L. Liao; Y. Zhu; P. Lu; Z. Wang; R. A. Dahlgren & M. Zhang. 2014. Evaluation of spatial-temporal variations and trends in surface water quality across a rural-suburban-urban interface. Environmental Science and Pollution Research 21: 8036-8051.

Milovanovic, M. 2007. Water quality assessment and determination of pollution sources along the Axios/Vardar River, Southeastern Europe. Desalination, 213: 159-173.

MINAM (Ministerio del Ambiente). 2015. Modificación de los Estándares Nacionales de calidad ambiental para agua y disposiciones complementarias para su aplicación. Decreto Supremo N° 015-2015-MINAM. Lima, Perú. Disponible en: http://www.ana.gob.pe/sites/default/files/normatividad/files/ds-ndeg-015-2015-minam.pdf

Miserendino, M. L.; R. Casaux; M. Archangelsky; C. Y. Di Prinzio; C. Brand & A. M. Kutschker. 2011. Assessing land-use effects on water quality, in-stream habitat, riparian ecosystems and biodiversity in Patagonian northwest streams. Science of the Total Environment 409: 612-624.

Montoya, Y. 2008. Caracterización de la biodiversidad acuática y de la calidad de las aguas de la quebrada Los Andes, El Carmen de Viboral, Antioquia. Revista Institucional Universidad Tecnológica del Chocó 27: 85-91.

Murrell, J.; M. Rojas Badía; B. Romeu Álvarez; N. Rojas Hernández & M. Pérez. 2013. Bacterias indicadoras de contaminación fecal en la evaluación de la calidad de las aguas: revisión de la literatura. Revista CENIC Ciencias Biológicas 44: 24-34.

Naylor, R. L.; R. J. Goldburg; J. H. Primavera; N. Kautsky; M. C. Beveridge; J. Clay; C. Folke; J. Lubchenco; H. Mooney & M. Troell. 2000. Effect of aquaculture on world fish supplies. Nature 405: 1017-1024.

Odonkor, S. T. & J. K. Ampofo. 2013. Escherichia coli as an indicator of bacteriological quality of water: An overview. Microbiology research 4: 5-11.

Pal, A.; Y. He; M. Jekel; M. Reinhard & K. Y. H. Gin. 2014. Emerging contaminants of public health significance as water quality indicator compounds in the urban water cycle. Environment international 71: 46-62.

Olsen, R. L.; R. W. Chappell & J. C. Loftis. 2012. Water quality sample collection, data treatment and results presentation for principal components analysis–literature review and Illinois River watershed case study. Water research 46: 3110-3122.

Prat, N.; M. Rieradevall, M. & P. Fortuño. 2012. Metodología F.E.M. para la evaluación del estado ecológico de los ríos mediterráneos. Universidad de Barcelona. Disponible en: http://www.ub.edu/fem/docs/protocols/fem_%20prot_cast_2012.pdf

Rodríguez-Arias, C. & M. Silva Benavides. 2015. Calidad del agua en la microcuenca alta de la quebrada Estero en San Ramón de Alajuela, Costa Rica. Revista Pensamiento Actual 15: 85-97.

Sangani, M. H.; B. J. Amiri; A. A. Shabani; Y. Sakieh &

S. Ashrafi. 2015. Modeling relationships between catchment attributes and river water quality in southern catchments of the Caspian Sea. Environmental Science and Pollution Research 22: 4985-5002.

Seeboonruang, U. 2012. A statistical assessment of the impact of land uses on surface water quality indexes. Journal of environmental management 101: 134-142.

Segnini, S. & M. M. Chacón. 2005. Caracterización fisicoquímica del hábitat interno y ribereño de los ríos andinos en la cordillera de Mérida, Venezuela. Ecotropicos 18: 38-61.

Shrestha, S. & F. Kazama. 2007. Assessment of surface water quality using multivariate statistical techniques: A case study of the Fuji river basin, Japan. Environmental Modelling & Software 22: 464-475.

Singh, K. P.; A. Malik & S. Sinha. 2005. Water quality assessment and apportionment of pollution sources of Gomti river (India) using multivariate statistical techniques: A case study. Analytica Chimica Acta 538: 355-374.

Singh, S. & A. Mishra. 2014. Spatiotemporal analysis of the effects of forest covers on stream water quality in Western Ghats of peninsular India. Journal of Hydrology 519: 214-224.

Statistix. 2003. User Manual, Release 8.0. Analytical Software, Tallahassee, FL.

Suárez, M.; V. A. Gutiérrez; M. Rosario; M. D. M. Sánchez-Montoya; J. Alba Tercedor; M. Álvarez; J. Avilés; N. Bonada; J. Casas; P. Jáimez-Cuéllar; A. Munné; I. Pardo; N. Prat; M. Rieradevall; M. J. Salinas; M. Toro & S. Vivas. 2002. Las riberas de los ríos mediterráneos y su calidad: el uso del índice QBR. Limnetica 21: 135-148.

Tshibanda, J. B.; N. Devarajan; N. Birane; P. M. Mwanamoki; E. K. Atibu; P. T. Mpiana; K. Prabakar; J. M. Ilunga; W. Wildi & J. Poté. 2014. Microbiological and physicochemical characterization of water and sediment of an urban river: N'Djili river, Kinshasa, Democratic Republic of the Congo. Sustainability of Water Quality and Ecology 3-4: 47-54.

Tully, K. L.; D. Lawrence & T. M. Scanlon. 2012. More trees less loss: nitrogen leaching losses decrease with increasing biomass in coffee agroforests. Agriculture, ecosystems y environment 161: 137-144.

Valenzuela, E.; R. Godoy; L. Almonacid & M. Barrientos. 2012. Calidad microbiológica del agua de un área agrícola-ganadera del centro sur de Chile y su posible implicancia en la salud humana. Revista chilena de infectología 29: 628-634.

Villamarín, C.; M. Rieradevall; M. J. Paul; M. T. Barbour & N. Prat. 2013. A tool to assess the ecological condition of tropical high Andean streams in Ecuador and Peru: the IMEERA index. Ecological indicators 29: 79-92.

Wang, Y. B.; C. W. Liu; P. Y. Liao & J. J. Lee. 2014. Spatial pattern assessment of river water quality: implications of reducing the number of monitoring stations and chemical parameters. Environmental monitoring and assessment 186: 1781-1792.

Wunderlin D. A.; M. P. Díaz; M. V. Amé; S. F. Pesce; A. C. Hued & M. A. Bistoni. 2001. Pattern recognition techniques for the evaluation of spatial and temporal variations in water quality. A Case Study: Suquía river basin (Córdoba–Argentina). Water research 35: 2881-2894.

Xu, J.; Y. Zhao; G. Zhao & H. Zhang. 2015. Nutrient removal and biogas upgrading by integrating freshwater algae cultivation with piggery anaerobic digestate liquid treatment. Applied Microbiology y Biotechnology 99: 6493–6501.

Yu, Y. S.; S. Zou & D. Whittemore. 1993. Non-parametric trend analysis of water quality data of rivers in Kansas. Journal of Hydrology 150: 61-80.

Zia, H.; N. R. Harris; G. V. Merrett; M. Rivers & N. Coles. 2013. The impact of agricultural activities on water quality: A case for collaborative catchment-scale management using integrated wireless sensor networks. Computers and electronics in agriculture 96: 126-138.

Arnaldoa 25 (1): 195 - 226, 2018
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25112

ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Flora y fauna del complejo arqueológico El Brujo, Ascope, región La Libertad, Perú

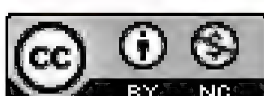
Flora and fauna of El Brujo Archaeological Complex, Ascope, La Libertad Region, Peru

Segundo Leiva González
Herbario Anternor Orrego (HAO), Museo de Historia Natural y Cultural, Universidad Privada Antenor Orrego, Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ.
segundo_leiva@hotmail/cleivag@upao.edu.pe

Eric F. Rodríguez Rodríguez
Herbarium Truxillense (HUT), Universidad Nacional de Trujillo, Jr. San Martín 392, Trujillo, PERÚ.
erodriguez@unitru.edu.pe

Luis E. Pollack Velásquez
Departamento Académico de Ciencias Biológicas, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, Av. Juan Pablo II s. n., Trujillo, PERÚ. lpollack@unitru.edu.pe

Guillermo Gayoso Bazán & Luis Chang Chávez
Museo de Historia Natural y Cultural, Universidad Privada Antenor Orrego, Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ.
ggayoso@upao.edu.pe/lchangc@upao.edu.pe



Recibido: 15-I-2018; aceptado: 20-II-2018; publicación online: 15-III-2018; publicación impresa: 30-IV-2018

Resumen

El Complejo Arqueológico El Brujo, ubicado en el valle Chicama (provincia Ascope, región La Libertad, Perú), está conformado por diversas estructuras prehispánicas siendo las más representativas Huaca Prieta, Huaca Cao Viejo y Huaca Cortada; algunas estructuras tienen una secuencia de ocupación que se inicia mucho antes de la cultura Moche. Se sostiene que los antiguos peruanos aprendieron a convivir con la naturaleza y que diversas especies de plantas y animales fueron empleados en diferentes aspectos de su vida diaria. Se determinaron las comunidades vegetales existentes en el área indicando sus biotipos y componentes florísticos y faunísticos. El estudio estuvo basado en las recolecciones botánicas y observaciones directas de campo tanto de flora como de fauna, efectuadas en cinco visitas al C. A. El Brujo con periodicidad irregular entre el 2016 y 2018. Se definieron las siguientes comunidades vegetales: A) Espejo de agua, B) Totorales, C) Tifales, D) Vega de ciperáceas, E) Gramadales, F) Comunidades del borde de los humedales o ribereñas, G) Drenes y canales. En flora se registraron 63 especies distribuidas en 29 familias y 57 géneros, de ellas ocho especies son cultivadas. En fauna se determinaron 42 especies, distribuidas en: un anfibio, cuatro reptiles y 37 aves, de las cuales una es endémica (*Geositta peruviana*) y seis especies migrantes. Se enfatiza el uso ancestral de *Gossypium barbadense* L. (Malvaceae) "algodón nativo" y *Cucurbita moschata* Duchesne (Cucurbitaceae) "zapallo loche" en Huaca Prieta.

Palabras clave: Complejo Arqueológico El Brujo, comunidades vegetales, flora, fauna.

Abstract

El Brujo Archaeological Complex, located in Chicama Valley (province of Ascope, region of La Libertad, Peru), is formed by different pre-Columbian structures as Huaca Prieta, Huaca Cao Viejo and Huaca Cortada; some of them have an occupation history that began much before the Moche Culture. It is known that the ancient Peruvians learned to coexist with nature and that diverse species of plants and animals were used in different aspects of their daily life. We determined the vegetal communities that exist in the area and indicated their biotypes and floristic and faunal components. The study was based on botanical collections and field direct observations of flora and fauna made in five visits to El Brujo Complex with irregular periodicity between 2016 and 2018. We defined the following vegetal communities: A) pond, B) bulrushes, C) cattails, D) Cyperaceae field, E) grassland, F) wetland shore or riparian, G) drainages and canals. In flora, we registered 63 species distributed in 29 families and 57 genera, eight species of them are cultivated. In fauna, we determined 42 species, distributed in one amphibian, four reptiles and 37 birds, one of them is endemic (*Geositta peruviana*) and six are migrant. We remark the ancestral use of *Gossypium barbadense* L. (Malvaceae) "native cotton" and *Cucurbita moschata* Duchesne (Cucurbitaceae) "loche squash" in Huaca Prieta.

Keywords: El Brujo Archaeological Complex, vegetal communities, flora, fauna.

Citación: Leiva, S.; E. Rodríguez; L. Pollack; G. Gayoso & L. Chang. 2018. Flora y fauna del complejo arqueológico El Brujo, Ascope, región La Libertad, Perú. Arnaldoa 25(1): 195-226. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25112

Introducción

El Complejo Arqueológico El Brujo se ubica a 60 km de la ciudad de Trujillo, prov. Ascope, región La Libertad, Perú; a 4 km del distrito Magdalena de Cao; y a 3 km al norte de la margen derecha de la desembocadura del río Chicama, colindante con el litoral marino. Se asienta desde sus inicios sobre una terraza geológica de origen aluvial, con una elevación aproximada de 8 m de altura por encima de los campos de cultivo en los lados este y norte, mientras que la superficie por el lado oeste se encuentra a 15 m sobre el nivel del mar. Los testimonios

materiales prehispánicos localizados en su ámbito, dentro de los cuales destacan tres estructuras de significativo volumen: huaca Cao Viejo, huaca El Brujo y huaca Prieta (C. A. El Brujo, 2018; Franco, 2017: 94).

Las diversas investigaciones arqueológicas realizadas en el mencionado yacimiento, no hacen más que resaltar la calidad de información que contiene el lugar para los diferentes períodos culturales de la época prehispánica (Franco, 2008, 2012, 2015, 2017; Franco *et al.*, 2014).

Por otro lado, se sostiene que los antiguos peruanos aprendieron a convivir con la naturaleza y que diversas especies de plantas fueron empleadas en diferentes aspectos de su vida diaria (alimentación, construcción, utensilios, entre otros) cuyas evidencias se encuentran representados en la alfarería y en otros hallazgos arqueológicos (Towle, 1961; Rostworowski, 1981; Horkheimer, 2004; Fernández & Rodríguez, 2007; citado en Rodríguez *et al.*, 2015: 120). Un ejemplo típico de la utilización de los vegetales tales como *Gossypium barbadense* L. (Malvaceae) "algodón nativo" (Fig. 15) por parte de la cultura Moche en Huaca Prieta, asentamiento cultural de la costa norte (3100-1300 años a.C.), aquí se han desenterrado fibras de color chocolate y una red de color oscuro, característico del "algodón nativo" (Bird, 1948; Bird *et al.*, 1985). Así también, Whitaker (1962) (citado por Estrella, 1988) en este asentamiento encontró pruebas arqueológicas con una antigüedad de 4000 a.C. de *Cucurbita moschata* Duchesne (Cucurbitaceae) "zapallo loche" (Fig. 16-17).

Asimismo se han encontrado evidencias en la cerámica Moche imágenes de "lagartija peruana" *Microlophus peruvianus*, "boa" *Boa constrictor*, "junquero" *Phleocryptes melanops*, "siete colores de la totora" *Tachuris rubrigastra*, "garza blanca chica" *Egretta thula*, "garza azul" *Egretta caerulea*, "garza blanca grande" *Ardea alba* y "cernícalo" *Falco sparverius* (Pollack, 2010).

Por consiguiente, este importarte yacimiento arqueológico, además de presentar importancia cultural también presenta importancia natural. Estudios sobre diversidad natural se desconocen. En este sentido, el objetivo de esta investigación es presentar la flora y fauna presente en el Complejo Arqueológico El Brujo, Ascope, región La Libertad, Perú.

Material y métodos

1. Aspectos históricos

En el Complejo Arqueológico El Brujo destacan tres estructuras: huaca Cao Viejo, huaca El Brujo y huaca Prieta (ver C. A. El Brujo, 2018).

Huaca Prieta: Este sitio resulta ser un hito importante en la historia peruana, por los descubrimientos arqueológicos que Bird realizó en la década del cuarenta fechando el sitio en 5000 años de antigüedad. Bird descubrió viviendas rústicas semisubterráneas, rectangulares y ovaladas, construidas con cantos rodados unidos con ceniza, tierra y desperdicios, con cubiertas de madera y costillas de ballena. En sus hallazgos reportó también: mates pirograbados con diseños antropomorfos, artefactos de hueso y textiles con diversas representaciones (Franco, 2015: 36).

Huaca Cortada o El Brujo: Es una pirámide trunca de perfil escalonado construida con adobes en la época mochica (100 – 800 d.C.) y contemporánea con la Huaca Cao Viejo. Entonces, resulta también una estructura importante del C. A. El Brujo (C. A. El Brujo, 2018). Las excavaciones de Tate (2003) (citado en Franco, 2015: 39), al su-



Fig. 1. Componentes del Complejo Arqueológico el Brujo, prov. Ascope, región La Libertad, Perú (tomado de Google Earth, 2018).

reste de la huaca El Brujo, revelaron cuatro conjuntos arquitectónicos de carácter multifuncional, con cuartos de adobe, bases de piedra y cantos rodados que fueron ocupados en la época inca. Encontraron también, espacios públicos pequeños y áreas para enterramientos comunes en fosas y una plataforma conteniendo dos sepulturas de la época Chimú-Inca (Franco, 2015: 39).

Huaca Cao Viejo: Forma parte de un área ocupada por los Moche (200 dC.-800 d. C.). Contiene un edificio principal orientado al noreste, con una plaza ceremonial delantera y construcciones contiguas. Al respecto, Franco (2012) sostiene que es sorprendente la analogía arquitectónica entre Huaca Cao Viejo (valle Chicama) y Huaca de La Luna (valle de Moche).

En realidad, este edificio ha venido siendo el escenario de trabajos de investigación arqueológica y conservación desde 1990. Ahí, en el 2005, se descubrió la tumba de la denominada Señora de Cao (Franco, 2008). Este personaje, por la complejidad de su enterramiento, sus insignias, sus ornamentos, la ubicación de su tumba, tendría un alto *status* dentro de los Moche (Franco, 2015: 49).

Pozo Ceremonial: Fue descubierto en

el año de 2004. Este pozo fue labrado en el suelo geológico por los Moche, por lo menos hace 1500 años. El acceso original con una profundidad de 12 metros, fue realizado en forma de una ola proyectada hacia el sur del Complejo. Durante las excavaciones arqueológicas se descubrieron entierros humanos al interior del pozo. En la actualidad, en este pozo se realizan sesiones de limpieza, purificación y florecimiento, conducido por un curandero del pueblo de Magdalena de Cao. El ritual tiene como objetivo, el contacto simbólico con el mundo mágico-religioso; viviendo una experiencia extraordinaria al ingresar a la profundidad del pozo ceremonial que significa el ingreso simbólico al "Vientre de la Madre Tierra o Pachamama" para luego renacer (C. A. El Brujo, 2018).

2. Estudio de las comunidades vegetales: flora y fauna

El estudio estuvo basado en las recolecciones botánicas y observaciones directas de campo tanto botánicas como zoológicas, efectuadas en cinco visitas al C. A. El Brujo con periodicidad irregular entre el 2016 y 2018.

1). 7º 55'32,87S - 79º 18'20,90" W, 6 m

2). 7º 54'29,87S - 79º 18'22,60" W, 14 m; 7º 54'35,02S - 79º 18'32,50" W, 14 m

3). 7º 54'34,47S - 79º 18'04,44" W, 15 m

4). 7°55´33,43"S - 79°18´21,57"W, 4-5 m; 7°55´31,29"S – 79°18´18,90"W, 8 m

5). 7°55´21,93"S-7°54´53,61"S, 79°18´22,33"W-79°18´08,08"W, 8-13 m

Para la flora, el proceso de herborización se efectuó siguiendo la metodología y técnicas convencionales recomendadas por Rodríguez & Rojas (2006). Se tomaron datos referidos a las características exomorfológicas, formas de vida, nombres vulgares, hábitat, entre otros, de las especies biotipos de las comunidades y flora asociada se realizaron "*in situ*", y la determinación taxonómica se realizó con ayuda de bibliografía especializada referida a descripciones de las especies, claves taxonómicas dicotómicas basadas en los caracteres exomorfológicos y de hábito (Macbride, 1936-1971; Sagástegui & Leiva, 1993). Además por comparación morfológica con los ejemplares existentes en los herbarios HAO y HUT. La actualización de las especies se efectuó de acuerdo al «Catálogo de las Gimnospermas y Angiospermas del Perú» (Brako & Zarucchi, 1993) y Tropicos (2018). La clasificación seguida a nivel de flora para algas es AlgaeBase (Guiry & Guiry, 2017), para helechos y angiospermas es a Chase & Raveal (2009) y la actualización a nivel de familias de las angiospermas es según Angiosperm Phylogeny Group (APG IV, 2016).

El material botánico fue depositado en los herbarios HAO y HUT bajo la numeración del autor principal y la codificación del mencionado herbario.

Para la fauna, el monitoreo se realizó utilizando el método combinado de puntos de conteo con diámetro indeterminado y transecto en línea de 25 x 100 m. En el conteo por puntos, se consideró 5 puntos por hábitat evaluado; en cada punto se permaneció por un período de tiempo de 10 minutos. Además, se utilizaron 5 transectos por hábitat evaluado, que se recorrieron a paso de camino, durante el cual se anotaba las diferentes especies que se observaban de forma auditiva y visual. El registro visual de las especies, se realizó con la ayuda de binoculares Eagle Optic Denali 10 x 42 mm, una cámara digital Canon EOS 60D con zoom de 400 mm y la determinación de las especies con la ayuda de una guía especializada en campo y en gabinete (Ralph *et al*., 1996; Bibby *et al*., 2000; Schulenberg *et*

al., 2010; Ministerio de Ambiente, 2015; The Reptile Database, 2016; Pollack *et al*., 2017). La clasificación es según The Reptile Database (2016) para reptiles, y SACC (2005), Schulenberg et al. (2010) y BirdLife International (2016) para aves.

La preparación de las comunidades vegetales del área de estudio está basada en la fisionomía y composición florística de las mismas, que a su vez son hábitats para la diversidad biológica existente preferentemente en los humedales y gramadales. En general, el nombre adoptado de las comunidades está referido a la especie biotipo predominante (ver Rodríguez *et al*., 2015).

Resultados y discusión

1. Ubicación geográfica del Complejo Arqueológico El Brujo

El complejo arqueológico El Brujo se ubica: a 60 km de la ciudad de Trujillo, prov. Ascope, región La Libertad, Perú; a 4 km del distrito Magdalena de Cao; y a 3 km al norte de la margen derecha de la desembocadura del río Chicama, colindante con el litoral marino. Se asienta desde sus inicios sobre una terraza geológica de origen aluvial, con una elevación aproximada de 8 m de altura por encima de los campos de cultivo en los lados este y norte, mientras que, la superficie por el lado oeste se encuentra a 15 m sobre el nivel del mar (Fig. 2).

2. Ubicación fitogeográfica y zonas de vida:

El área de estudio que alberga el Complejo Arqueológico El Brujo (Huaca Prieta, Huaca Cao Viejo y Huaca Cortada construida en época Mochica) pertenece al Reino Florístico o Neotropis, Dominio Costanero y Provincia Desértica (Sagástegui,1976), a la Región Neotropical, Dominio Andino y Provincia Desértica (Mostacero *et al*., 1996); a la zona fitogeográfica Amotape-Huancabamba en su parte sureña *sensu* Weigend (2002); a las ecorregiones El Desierto del Pacífico y en cierta medida a El Bosque seco Ecuatorial por presentar algunas comunidades de los bosques secos del Pacífico (Brack, 1986; Brack & Mendiola, 2000); a las zonas de vida Desierto-Subtropical (d-ST) y Maleza Desértica-Subtropical (md-ST) *sensu* Tosi (1960), y Desierto Desecado-Subtropical (dd-S) y Matorral desértico Sub Trópical (md-S) *sensu* ONERN (1976) (comparar con Rodríguez *et al*., 2015). Así mismo, en la clasificación de áreas geográficas o ecológicas está considerado dentro de la ecorregión del desierto del Pacífico, pre montano, de acuerdo a la clasificación de Holdridge (1967,1982). (En: Franco, 2015; 2017).

3. Estudio de la Flora y Fauna:

Comunidades vegetales indicando la flora y fauna:

La flora se evidencia alrededor del C. A. El Brujo, en el área conformada por las tres huacas no se ha observado vegetación, la cual crece espontáneamente y se encuentra constituida por especies nativas o que han sido introducidas con la actividad agrícola. En los alrededores del Complejo Arqueológico, excepto en el lado oeste, el principal cultivo es *Saccharum officinarum* L. (Poaceae) "caña de azúcar" de historia agrícola en la región; sin embargo, existen agricultores afincados en los alrededores cercanos al complejo [e.g.: entre Huaca Prieta y Huaca Cao Viejo) que cultivan otras especies, como: *Medicago sativa* L. (Fabaceae) "alfalfa", *Ipomoea batatas* (L.) Lam. (Convolvulaceae) "camote", *Manihot esculenta* Crantz (Euphorbiaceae) "yuca", *Zea mays* L. (Poaceae) "maíz", *Musa acuminata* Colla (Musaceae) "plátano morado"]. Se registran las siguientes comunidades vegetales,



Fig. 2. Ubicación geográfica del complejo arqueológico El Brujo en la costa norte del Perú, provincia Ascope, región La Libertad, Perú (Franco, 2015).

zonas ecológicas o ambientes sensu León *et al.* (1995) y Rodríguez *et al.* (2015) en donde se incluyen los principales biotipos, flora y fauna asociada (Tablas 1 y 2).

1. **Espejos de agua (Fig. 3, A)**: Se evidencian aguas que van desde las pardo-claras, verdosas hasta turbias y a profundidad variable, fundamentalmente expuestas por los drenes y canales de regadío, y que, en algunas partes se tornan lentos y sinuosos. La salinidad varía según el grado de agua dulce que reciben, tanto del drenaje de las aguas naturales de los canales que pasan alrededor del C. A. El Brujo, como de los canales de aguas servidas con abundante materia orgánica procedente de la población local. Conformado por *Stuckenia striata*, *Azolla filiculoides* (fig. 4, B), entre otras. Es notoria la presencia de flora ficológica tales como *Chara vulgaris* "chara" (Fig. 4, A), la única Charophyta, y colonias macroscópicas verdosas de Chlorophyta como *Spirogira decimina* y *Oedogonium pratense* "lanas de sapo". La mayoría de microalgas son planctónicas excepto algunas que se comportan como epifitas-perifiton (e.g.: *Cladophra glomerata*, *Rhizoclonium hieroglyphicum* epifita de *Chara*) o endófitas de *Azolla filiculoides* en el caso de *Anabaena azollae*. En fauna se observan *Ardea alba* (Fig. 12, F), *Spatula cyanoptera* (Fig. 11, E), *Spatula discors* (Fig. 11, C), *Gallinula galeata* (Fig. 12, A), *Pygochelidon cyanoleuca* y *Hirundo rustica*.

2. **Totorales (Fig. 3, B):** Caracterizado por la especie *Schoenoplectus californicus* "totora" (Fig. 4, C). En el área de estudio esta especie halófita no se encuentra cultivada, encontrándose de forma ocasional en los drenes, sus orillas o formando pequeños "wachaques" en la parte sur del Complejo Arqueológico. Esta especie afila fue muy empleada desde los tiempos precolombinos (Moche, Chimú, Lambayeque, entre otros) para la fabricación de tapetes, cestos, balsas ("caballito de totora"), y otros (Fernández & Rodríguez, 2007). En ornitofauna se observaron a *Tachris rubrigastra*, *Dives warszewiczi* , *Zenaida meloda*.

3. **Tifales o Eneales (Fig. 3, C)**: Caracterizado por la especie *Typha angustifolia* "tifa" (Fig. 3, C), "enea", "inea". Se han observado numerosas poblaciones ocupando completamente los drenes o en sus orillas al norte y a la entrada al complejo, pero en forma alterna. En fauna se evidencia a *Phleocryptes melanops*, *Crotophaga sulcirostris*.

4. **Comunidades del borde de los humedales o ribereña (Fig. 3, D):** zona arbustiva o arbórea constituido fundamentalmente por *Gynerium sagittatum* "caña brava" (Fig. 3, D), *Phragmites australis* "carricillo" (Fig. 5, A), *Scutia spicata* "peal" (Fig. 4, F), *Baccharis salicina* "chilco hembra" (Fig. 4, E), *Salix chilensis* "sauce", *Schinus molle* "molle" (Fig. 5, C), sobre esta dos últimas crece la semiparásita *Psittacanthus divaricatus* "suelda con suelda" (Fig. 5, B); así como la especie introducida *Nerium oleander* muy utilizada en el tiempo como repelente de insectos que atacan a la "caña azúcar". Estos componentes ribereños se pueden observar muy escasamente en el área de estudio. En fauna se observa a *Crotophaga sulcirostris*, *Dives warszewiczi*, *Asio flammeus*, *Athene cunicularia*, *Volatinia jacarina*, *Sporophila telasco*, *Tyrannus melancholicus*, *Pyrocephalus rubinus*, *Zonotrichia capensis*, *Passer domesticus*.

5. **Vega de Ciperáceas (Fig. 3, E)**: Caracterizada por la presencia de hierbas de hasta 0,60 m de alto en suelos saturados, ubicadas alrededores de los cuerpos de agua como drenes y del gramadal (e.g.: *Schoenoplectus pungens* (Fig. 5, E), *Cyperus odoratus* (Fig. 5, D), entre otras). En esta parte se observó también, a *Phleocryptes melanops* y *Zenaida meloda*.

6. **Gramadales (Fig. 3, F)**: Se caracteri-

za por la presencia de los biotipos típicos de hierbas bajas de Poaceae en suelos arenosos, rodean y delimitan la silueta de los pequeños cuerpos de agua y de los drenes y canales. Entre ellos se encuentran a: *Distichlis spicata* "grama salada" (Fig. 6, A), *Sporobolus virginicus* (Fig. 6, B) y *Paspalum vaginatum* (Fig. 6, C). Estas dos últimas especies, le dan una apariencia verdosa al gramadal y se encuentran más cerca al humedal, en comparación con la "grama salada" que es más azulada y halófita. Se observa también, otra flora asociada a los gramadales tales como: *Cynodon dactylon* "grama dulce" (Fig. 6, D), *Spilanthes leiocarpa* "turre macho" (Fig. 6, E), *Heliotropium curassavicum* "hierba del alacrán" (Fig. 7, C-D), *Phyla nodiflora* "turre hembra" (Fig. 6, F), *Cressa truxillensis* (Fig. 7, A-B), la apoyante *Vigna luteola* "porotillo" (Fig. E-F), entre otras (ver Rodríguez *et al.*, 2015). En fauna se evidenció a *Microlophus peruvianus* (Fig. 11, A), *Microlophus occipitalis* (Fig. 11, B), *Micrurus tschudii*, *Phyllodactylus angustidigitus*, *Leistes bellicosa*, *Geositta peruviana*, *Zenaida auriculata* (Fig. 11, F), *Mimus longicaudatus* y *Anthus lutescens*.

7. Canales, drenes y depresiones (Fig. 3, G): Sirven como drenes fundamentalmente para canalizar los efluentes de la napa freática y evitar los daños en el C. A. El Brujo; en algunos casos se puede evidenciar que el agua de estos canales sirve para regar cultivos después que el poblador local ha ganado ilegalmente frontera agrícola. Se evidencian canales alrededor del área de estudio excepto al oeste. En la orilla de estos canales se pueden observar especies de plantas que enraízan, tales como *Equisetum giganteum* (Equisetaceae), *Bacopa monnieri* (Plantaginaceae) (Fig. 8, C), *Hydrocotyle bonariensis* (Araliaceae) (Fig. 10, F), *Heliotropium angiospermum* (Boraginaceae) (Fig. 9, A), *Persicaria hidropiperoides* (Polygonaceae) (Fig. 8, D), *Eclipta prostrata* (Asteraceae) (Fig. 8, F), *Rumex crispus* (Polygonaceae) (Fig. 8, F), *Ludwigia* spp. (*L. octovalvis* (Fig. 8, A) y *L. peploides* (Fig. 8, B)), algunas Cyperaceae (e.g.: *Cyperus odoratus* (Fig. 5, D), *Schoenoplectus pungens* (Fig. 5, E)), *Gastridium ventricosum*, *Leptochloa fusca* subsp. *uninervia* (Fig. 10, A), *Paspalidium paludivagum* (Fig. 10, C), *Polypogon viridis* (Poaceae) (Fig. 10, B), *Physalis angulata* (Fig. 9, D), *Solanum americanum* (Fig. 9, E), *Solanum pimpinellifolium* (Solanaceae) (Fig. 9, F), *Sidastrum paniculatum* (Malvaceae) (Fig. 9, C), *Ammannia latifolia* (Lythraceae) (Fig. 10, E), *Cucumis dipsaceus* (Cucurbitaceae) (Fig. 9, B), *Richardia brasiliensis*, entre otras. En fauna se tiene a *Rhinella marina*, *Ardea alba* (Fig. 12, F), *Bubulcus ibis*, *Egretta thula*, *Spatula discors* (Fig. 11, C), *Chloroceryla amaricana*, *Amazilia amazilia*, *Actitis macularius* (Fig. 12, E), *Tringa flavipes*.

En flora se registraron 63 especies distribuidas en 29 familias y 57 géneros, de ellas 8 especies son cultivadas. Tabla 1.

De todas las comunidades analizadas, la presentada en canales, drenes y depresiones presenta el mayor número de especies de flora.

Existe una relación florística con los complejos arqueológicos Chan Chan y Huacas del Sol y de la Luna (Rodríguez & Mora, 2012; Rodríguez *et al.*, 2015); sin embargo, existen algunas especies que no se encuentran en el área de estudio (e.g.: *Cryptocarpus pyriformis* Kunth, *Lycium boerhaviifolium* L. f., *Encelia canescens* Lam.).

Tabla 1. Flora existente en el Complejo Arqueológico El Brujo, prov. Ascope, región La Libertad, 2016-2018.

Clase/Sub Clase/Familia	Nombre científico	Nombre común	Colecciones
CHAROPHYCEAE			
Characeae	*Chara vulgaris* L.	chara	Rodríguez et al. 4192; Leiva et al. 6687
EQUISETOPSIDA			
Equisetidae			
Equisetaceae	*Equisetum giganteum* L.	cola de caballo grande	Leiva et al. 6675
Polypodiidae			
Salviniaceae	*Azolla filiculoides* Lam.	helechito de agua	Leiva et al. 6632; Rodríguez et al. 4178
Magnoliidae			
Anacardiaceae	*Schinus molle* L.	molle	Leiva et al. 5978a
Apocynaceae	**Nerium oleander* L.	laurel rosa	Observación directa
Araliaceae	*Hydrocotyle bonariensis* Lam.	sombrerito de abad	Leiva et al. 5947a
Asteraceae	*Acmella oppositifolia* (Lam.) R. K. Jansen		Leiva et al. 5978, 6633, 6685
Asteraceae	*Baccharis salicina* Torr. & A. Gray	chilco hembra	Leiva et al. 5973, 5979
Asteraceae	*Eclipta prostrata* (L.) L.		Leiva et al. 6626
Asteraceae	*Picrosia longifolia* D. Don	achicoria	Leiva et al. 6674
Asteraceae	*Spilanthes leiocarpa* DC.	turre macho	Leiva et al. 5978, 6685
Boraginaceae	*Heliotropium angiospermum* Murray		Leiva et al. 5968
Boraginaceae	*Heliotropium curassavicum* L.	hierba del alacran	Leiva et al. 5947, 6635, 6681
Capparaceae	*Capparicordis crotonoides* (Kunth) Iltis & Cornejo	bichayo, símulo	Leiva et al. 5976
Convolvulaceae	*Cressa truxillensis* Kunth		Leiva et al. 6618; Rodríguez et al. 4176
Convolvulaceae	**Ipomoea batatas* (L.) Lam.	camote	Leiva et al. 6678
Cucurbitaceae	*Cucumis dipsaceus* Ehrenb. ex Spach	jaboncillo de campo	Leiva et al. 5965

Euphorbiaceae	*Euphorbia hirta L.*	lecherita	Leiva et al. 5969
Euphorbiaceae	*Euphorbia serpens* Kunth	leherita	Leiva et al. 6682
Euphorbiaceae	**Manihot esculenta* Crantz	yuca	Observación directa
Fabaceae	*Desmanthus virgatus (L.) Willd.*		Leiva et al. 5972
Fabaceae	*Medicago lupulina* L.	alfalfilla	Leiva et al. 5980
Fabaceae	**Medicago sativa* L.	alfalfa	Leiva et al. 6684
Fabaceae	*Vicia graminea* Sm.		Leiva et al. 6680
Fabaceae	*Vigna luteola* (Jacq.) Benth.	porotillo	Leiva et al. 6627; Rodríguez et al. 4181
Fabaceae	*Macroptilium atropurpureum* (DC.) Urb.	frijol de venado	Leiva et al. 5967
Loranthaceae	*Psittacanthus divaricatus* (Kunth) G. Don	suelda con suelda	Leiva et al. 5977
Lythraceae	*Ammannia latifolia* L.		Leiva et al. 6639; Rodríguez et al. 4187
Malvaceae	*Sida rhombifolia* L.		Leiva et al. 5966
Malvaceae	*Sidastrum paniculatum* (L.)Fryxell	pichana	Leiva et al. 5975
Musaceae	**Musa acuminata* Colla	platano morado	Observación directa
Onagraceae	*Ludwigia octovalvis* (Jacq.) P.H. Raven	flor de clavo grande	Leiva et al. 6624, 6677; Rodríguez et al. 4191
Onagraceae	*Ludwigia peploides* (Kunth) P.H. Raven	flor de clavo chica	Leiva et al. 6634; Rodríguez et al. 4189
Plantaginaceae	*Bacopa monnieri* (L.) Wettst.		Leiva et al. 6620; Rodríguez et al. 4177
Polygonaceae	*Persicaria hydropiperoides* (Michx.) Small	pica pica, pimienta de agua	Leiva et al. 5959, 6637
Polygonaceae	*Rumex crispus* L.	lengua de vaca	Leiva et al. 6630; Rodríguez et al. 4185
Rhamnaceae	*Scutia spicata* (Humb. & Bonpl. ex Willd.) Weberb.	peal	Leiva et al. 5981
Rubiaceae	*Richardia brasiliensis* Gomes		Leiva et al. 6686
Salicaceae	*Salix humboldtiana* Willd.	sauce	Leiva et al. 5959a
Solanaceae	*Nicotina plumbaginifolia* Viv.	tabaco cimarron	Leiva et al. 5862
Solanaceae	*Physalis angulata* L.		Leiva et al. 5963

Solanaceae	*Solanum americanum* Mill.	hierba mora	Leiva et al. 5945, 6625
Solanaceae	*Solanum pimpinellifolium* L.	tomatito cimarrón	Leiva et al. 5964
Verbenaceae	*Phyla nodiflora* (L.) Greene	turre hembra	Leiva et al. 4948, 6617; Rodríguez et al. 4180
Cyperaceae	*Cyperus odoratus* L.		Leiva et al. 6628; Rodríguez et al. 4184
Cyperaceae	*Schoenoplectus californicus* (C.A.Mey.) Sojá	totora	Leiva et al. 6636; Rodríguez et al. 4188
Cyperaceae	*Schoenoplectus pungens* (Vahl) Palla	junco	Leiva et al. 6683
Poaceae	*Chloris halophila Parodi*		Leiva et al. 5970
Poaceae	*Cynodon dactylon* (L.) Persoon	grama dulce	Rodríguez et al. 4190a
Poaceae	*Distichlis spicata* (L.) Greene	grama salada	Leiva et al. 6674; Rodríguez et al. 4190
Poaceae	*Echinochloa crus-pavonis* (Kunth) Schul-tes		Leiva et al. 6638a
Poaceae	*Gynerium sagittatum* (Aubl.) P. Beauv.	caña brava	Observación directa
Poaceae	*Leptochloa fusca* subsp. *uninervia* (J.Presl) N.Snow		Leiva et al. 6629; Rodríguez et al. 4182
Poaceae	*Paspalidium paludivagum* (Hitchc. & Chase) Parodi	grama	Leiva et al. 6631; Rodríguez et al. 4183
Poaceae	*Paspalum vaginatum* Sw.	nudillo	Leiva et al. 6623; Rodríguez et al. 4186
Poaceae	**Pennisetum purpureum* Schumach.	grama de elefante	Leiva et al. 6638
Poaceae	*Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud.	carricillo	Leiva et al. 5977a
Poaceae	*Polypogon viridis* (Gouan) Breistr.		Leiva et al. 6621; Rodríguez et al. 4179
Poaceae	**Saccharum officinarum* L.	caña de azúcar	Observación directa
Poaceae	*Sporobolus virginicus* (L.) Kunth	grama	Leiva et al. 6619, 6676; Rodríguez et al. 4175
Poaceae	**Zea mays* L.	maíz	Observación directa
Potamogetonaceae	*Stuckenia striata* (Ruiz & Pav.) Holub	potamogeton	Leiva et al. 6020a
Typhaceae	*Typha angustifolia* L.	enea, inea, tifa	Leiva et al. 5967a

*Plantas cultivadas.

Se enfatiza la utilización de los vegetales por parte de la cultura Moche cuya evidencia se encuentra en los niveles más antiguos de Huaca Prieta, asentamiento cultural de la costa norte (3100-1300 años a.C.), aquí se han desenterrado fibras de color chocolate y una red de color oscuro, característico del "algodón nativo" *Gossypium barbadense* L. (Malvaceae) (Bird, 1948; Bird *et al.*, 1985). Al respecto, Fernández & Rodríguez indican que los antiguos pescadores fueron los primeros quienes cultivaron el "algodón" de color; separando y seleccionando intencionalmente tales colores; luego tejieron sus redes con los tonos oscuros, lo cual resultaba beneficioso para la pesca y cuya tecnología tradicional aún se conserva hoy en día. Igualmente, Whitaker (1962) (citado por Estrella, 1988) en Huaca Prieta, halló pruebas arqueológicas con una antigüedad de 4000 a.C. de *Cucurbita moschata* (Cucurbitaceae) "zapallo loche", una especie bien adaptada y ampliamente distribuida en varios pisos ecológicos del país y muy utilizada en el Perú prehispánico. Lamentablemente, en la actualidad se ha perdido la forma ancestral de empleo en la vida diaria de estos vegetales, e inclusive no se encuentran en el área de estudio (Figs. 15-17).

Se registraron 42 especies de fauna, distribuidas en: un anfibio, cuatro reptiles y 37 aves; de las cuales, una es endémica (*Geositta peruviana*) y seis especies migrantes (Tabla 2). Destacando la presencia de fauna que hacen uso de los gramadales, drenes y cuerpos de agua. En los drenes se observaron anfibios (*Rhinella marina*) y aves como las "garzas" (*Ardea alba* (Fig. 12, F), *Egretta thula, Egretta caerulea*), "Martín pescador" (*Chloroceryle americana*), patos (*Spatula discors* (Fig. 11, C), *Spatula cyanoptera* (Fig. 11,

Tabla 2. Fauna existente en el Complejo Arqueológico El Brujo, provincia Ascope, región La Libertad, Perú, 2016-2018.

CLASE / Familia	Especie	Condición
AMPHIBIA / Bufonidae	*Rhinella marina* (Linnaeus, 1758)	Residente
REPTILIA / Tropiduridae	*Microlophus occipitalis* (Peters, 1871)	Residente
	Microlophus peruvianus (Lesson, 1830)	Residente
Phyllodactylidae	*Phyllodactylus angustidigitus* Dixon & Huey, 1970	Residente
Elapidae	*Micrurus tschudii* Jan, 1858	Residente
AVES / Anatidae	*Spatula discors* (Linnaeus, 1766)	Residente
	Spatula cyanoptera (Vieillot, 1816)	Residente
Ardeidae	*Ardea alba* Linnaeus, 1758	Residente
	Bubulcus ibis (Linnaeus, 1758)	Residente
	Egretta thula (Molina, 1782)	Residente
Phalacrocoracidae	*Phalacrocorax bougainvilliorum* (Lesson, 1837)	Residente
Cathartidae	*Coragyps atratus* (Bechstein, 1783)	Residente
	Cathartes aura (Linnaeus, 1758)	Residente
Accipitridae	Geranoaetus polyosoma (Quoy & Gaimard, 1824)	Migrante

Falconidae	*Falco sparverius* Linnaeus, 1758	Residente
	Caracara cheriway Jacquin, 1784	Migrante
Rallidae	*Gallinula galeata* (Lichtenstein, 1818)	Residente
Charadriidae	*Charadrius vociferus* Linnaeus, 1758	Migrante
Burhinidae	*Burhinus superciliaris* (Tschudi, 1843)	Residente
Scolopacidae	*Tringa flavipes* (Gmelin, 1789)	Migrante Boreal
	Actitis macularius Linnaeus, 1766	Migrante Boreal
Columbidae	*Zenaida meloda* (Tschudi, 1843)	Residente
	Zenaida auriculata (Des Murs, 1847)	Residente
Cuculidae	*Crotophaga sulcirostris* Swainson, 1827	Residente
Strigidae	*Athene cunicularia* (Molina, 1782)	Residente
	Asio flammeus (Pontoppidan, 1763)	Residente
Trochilidae	*Amazilia amazilia* (Lesson, 1827)	Residente
Alcedinidae	*Chloroceryle americana* (Gmelin, 1788)	Residente
Furnariidae	*Geositta peruviana* Lafresnaye, 1847	ENDÉMICA
Hirundinidae	*Pygochelidon cyanoleuca* (Vieillot, 1817)	Residente
	Hirundo rustica Linnaeus, 1758	Migrante Boreal
Mimidae	*Mimus longicaudatus* Tschudi, 1844	Residente
Motacillidae	*Anthus lutescens* Pucherna, 1855	Residente
Tyrannidae	*Tachuris rubrigastra* (Vieillot, 1817)	Residente
	Tyrannus melancholicus Vieillot, 1819	Residente
	Pyrocephalus rubinus (Boddaert, 1783)	Residente
Thraupidae	*Volatinia jacarina* (Linnaeus, 1766)	Residente
	Sporophila telasco (Lesson, 1828)	Residente
Emberizidae	*Zonotrichia capensis* (Müller, 1776)	Residente
Icteridae	*Dives warszewiczi* (Cabanis, 1861)	Residente
	Leistes bellicosus (de Filippi, 1847)	Residente
Passeridae	*Passer domesticus* (Linnaeus, 1758)	Residente

E)). De acuerdo a las evidencias encontradas en la cerámica Mochica, se puede asumir que los pobladores tenían un concepto claro de la importancia de los humedales, tanto como recurso para la obtención de agua, obtención de "totora", así como la pesca de especies como el "life" (*Trichomycterus punctulatus*), caza de aves y colecta de huevos que probablemente fueron utilizados para su alimentación (Pollack, 2010).

Conclusiones

Se definieron las siguientes comunidades vegetales: A) Espejo de agua, B) Totorales, C) Tifales, D) Vega de ciperáceas, E) Gramadales, F) Comunidades del borde de los humedales o ribereñas, G. Drenes y canales. En flora se registraron 63 especies distribuidas en 29 familias y 57 géneros, de ellas 8 especies son cultivadas. En fauna se determinaron 42 especies, distribuidas en: un anfibio, cuatro reptiles y 37 aves, de las cuales una es endémica (*Geositta peruviana*) y seis especies migrantes. Se enfatiza el uso ancestral de *Gossypium barbadense* L. (Malvaceae) "algodón nativo" y *Cucurbita moschata* Duchesne (Cucurbitaceae) "zapallo loche" en Huaca Prieta.

Contribución de los autores

S. L.: Redacción del texto, metodología de evaluación, ejecución del trabajo de campo, determinación taxonómica de la flora, registro fotográfico; revisión y aprobación del texto final. E. R.: Redacción del texto, metodología de evaluación y definición de las comunidades vegetales, ejecución del trabajo de campo, determinación taxonómica de la flora, registro fotográfico; revisión y aprobación del texto final. L. P.: Redacción del texto, metodología de evaluación, ejecución del trabajo de campo, determinación taxonómica de las aves, registro fotográfico; revisión y aprobación del texto final. G. G.: Ejecución del trabajo de campo, trabajo de gabinete; revisión y aprobación del texto final. L. C.: Ejecución del trabajo de campo; revisión y aprobación del texto final.

Conflicto de intereses

Los autores declaran no tener conflicto de intereses.

Literatura citada

APG IV. 2016. Angiosperm Phylogeny Group. An update of the Angiosperm Phylogeny Group classification for the orders and families of flowering plants: APG IV. Botanical Journal of the Linnean Society 181 (1): 1–20. doi:10.1111/boj.12385

Bibby, C. J.; N. D. Burgess; D. A. Hill & S. H. Mustoe. 2000. Bird Census Techniques, 2nd ed. Academic Press, London. 135 pág.

Bird, J. 1948. Preceramic Cultures in Chicama and Virú. *In*: A reappraisal of Peruvian Archaeology, American Antiquity. Menasha Winsconsin. 13: 21-28.

Bird, J. B.; J. Hislop & M. D. Skinner. 1985. The Preceramic Excavations at the Huaca Prieta Chicama Valley, Perú. Antrhropological Papers of the American Museum of National History, New York, NY, USA. 62(1): 1-294.

BirdLife International. 2016. Geositta peruviana. The IUCN Red List of Threatened Species 2016: e. T22701988A93856325. http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016.

Brack, A. 1986. Ecología de un país Complejo. En: Gran Geografía del Perú. Naturaleza y Hombre. Flora y Ecología. Volumen II. Manfer Juan Mejía Baca, Barcelona, España.

Brack, A. & C. Mendiola. 2000. Ecología del Perú. Asociación Editorial Bruño. Lima, Perú.

Brako, L. & J. Zarucchi. 1993. Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Garden. Vol 45.

C. A. El Brujo. 2018. Portal Complejo Arqueológico El Brujo. Principales Monumentos. Disponible en: https://www.elbrujo.pe/explora-el-complejo/principales-monumentos/. Acceso: 12 de febrero del 2018.

Chase, M.W. & J.L. Reveal. 2009. A phylogenetic classification of the land plants to accompany APG III. Botanical Journal of the Linnean Society. 161:

122–127.

Estrella, E. 1988. El Pan de América: Etnohistoria de los alimentos aborígenes en el Ecuador. Ediciones Abya-Yala. Quito.

Fernández, A.; E. Rodríguez & O. Westengen. 2003. Biología y Etnobotánica del Algodón Nativo Peruano (*Gossypium barbadense* L., Malvaceae). Arnaldoa 10 (2): 93-108.

Fernández, A. & E. Rodríguez. 2007. Etnobotánica del Perú Pre-Hispano. Ediciones Herbarium Truxillense (HUT), Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, Perú.

Franco, R. 2008. La Señora de Cao. En K. Makowski (Comp. Señores de los Reinos de la Luna. pp. 280-287. Banco de Crédito del Perú. Lima

Franco, R. 2012. El Complejo El Brujo: Poder, arte y simbolismo y la Tumba de la Señora de Cao. En Tesoros Preincas de la Cultura Mochica: El Señor de Sipán. Huaca de La Luna y Señora de Cao. Pp. 77-97. Ayuntamiento de Cádiz. Repsol. Ministerio de Cultura del Perú. Fundación Wiese y Embajada de Perú en España. Lima.

Franco, R.; C. Gálvez & A. Murga. 2014. Conservación de la arquitectura de Huaca Cao Viejo, Complejo Arqueológico El Brujo. Revista Arqueológica SIAN, Ediciones SIAN, Trujillo. 23: 2-28.

Franco, R. 2015. El Complejo arqueológico El Brujo en la costa norte del Perú. En QUINGNAM. 1: 35-54.

Franco, R. 2017. Experiencia de gestión del patrimonio arqueológico El Brujo y su influencia en el desarrollo socioeconómico y fortalecimiento de la identidad en la comunidad de Magdalena de Cao, Ascope, La Libertad, costa norte del Perú. En QUINGNAM 3: 93-142.

Guiry, M.D. & G.M. Guiry. 2018. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. Disponible en: http://www.algaebase.org. Acceso: 12 de febrero del 2018.

León, B.; A. Cano & K. Young. 1995. La Flora Vascular de los Pantanos de Villa, Lima, Perú: Adiciones y Guía para las especies comunes, Serie Botánica. Publ. Mus. Hist. Nat. Universidad Nacional Mayor de San Marcos (B). 38: 1-39.

Macbride, F. 1936-1971. Flora of Peru. Vol. XIII. Parte I y siguientes. Field Museum of Natural History, Chicago, USA.

Mostacero, J.; F. Mejía & F. Peláez. 1996. Fitogeografía del Norte del Perú. CONCYTEC. Lima-Perú.

Ministerio de Ambiente. 2015. Guía de inventario de fauna Silvestre. Dirección General de Evaluación, Valoración y Financiamiento del Patrimonio Natural. Lima, Perú. 83 pág.

ONERN. 1976. Mapa Ecológico del Perú. Guía Explicativa. República del Perú. Oficina Nacional de Evaluación de Recursos Naturales.

Pollack, L. 2010. Ocupación humana en la Región Tumbesina: Su impacto en la fauna silvestre. ANTI, Año IX (9):15-32.

Pollack, L.; E. Alvitez; E. Huamán; E. Rodríguez; V. Rimarachin; R. Vásquez. 2017. Ensamble de aves del humedal de Cerro Negro, Puerto Morín, La Libertad. ARNALDOA 24 (2):645-656. http://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24215.

Ralph, J.; G. Geupel; P. Pyle; T. Martin; D. DeSante & B. Millá. 1996. Manual de métodos de campo para el monitoreo de aves terrestres. Gen. Tech. Rep. PSW-GTR159. Albany, CA: Pacific Southwest Research Station, Forest Service, U.S. Department of Agriculture, 46 p.

Rodríguez, E. & M. Mora. 2012. Inventario Florístico de Huaca de la Luna, Trujillo, Perú. Arnaldoa 19(2): 203 – 214.

Rodríguez, E. & R. Rojas. 2006. El Herbario: Administración y Manejo de Colecciones Botánicas. 2da. Edic. Edit. por R. Vásquez M., Missouri Botanical Garden, St. Louis, U.S.A.

Rodríguez, E.; K. Monzón; B. Martínez; V. Liza; M. Morillo; L. Bernabé; L. Pollack; E. Alvítez & M. Mora. 2015. Comunidades vegetales del Complejo Arqueológico Chan Chan, provincia Trujillo, región La Libertad, Perú. Arnaldoa 22 (1): 119 – 138.

SACC. 2005 and updates. A classification of the bird species of South America. Disponible en: #http://www.museum.lsu.edu/~Remsen/SACCBaseline.htm#. Acceso: 8 de febrero del 2018.

Sagástegui, A. 1976. Fitogeografía General y del Perú. Cuarta Edición. Talleres Gráficos de la Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, Perú.

Sagástegui, A. & S. Leiva. 1993. Flora invasora de los cultivos del Perú. Edit. Libertad. Trujillo, Perú.

Schulenberg, T.; D. Stotz; D. Lane; J. O'Neill & T. Parker III. 2010. Aves de Perú. Lima. CORBIDI.

The Reptile Database. 2016. Disponible en: www.reptile-database.org. Acceso: 10 de febrero 2018.

Tosi, J. 1960. Zonas de Vida Natural en el Perú. IICA-OEA.

Tropicos. 2018. Tropicos.org. Missouri Botanical Garden. Disponible en: http://www.tropicos.org. Acceso: 25 de enero del 2018.

Weigend, M. 2002. Observations on the Biogeography of the Amotape-Huancabamba Zone in Northern Peru. In: K. Young et al., Plant Evolution and Endemism in Andean South America. Bot. Review 68(1): 38–54.

ANEXO 1
Comunidad vegetales, flora y fauna del C. A. El Brujo



Fig. 3. A. Comunidades de los espejos de agua; B. Totorales (*Schoenoplectus californicus* (C. A. Mey.) Sojá); C. Tifales (*Typha angustifolia* L.); D. Zona ribereña (*Gynerium sagittatum* (Aubl.) P. Beauv. y *Nerium oleander* L.); E. Vega de Ciperáceas F. Gramadales; G. Canales o drenes.



Fig. 4. Espejo de agua: A. *Chara vulgaris* L.; B. *Azolla filiculoides* Lam.; Totorales: C. *Schoenoplectus californicus* (C. A. Mey.) Sojá; Tifales: D. *Typha angustifolia* L.; Monte ribereño: E. *Baccharis salicina* Torr. & A. Gray; F. *Scutia spicata* (Humb. & Bonpl. ex Willd.) Weberb.



Fig. 5. Monte ribereño: A. *Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud.; B. *Psittacanthus divaricatus* Kunth) G. Don; C. *Schinus molle* L.; Vega de Ciperáceas: D. *Cyperus odoratus* L.; E. *Schoenoplectus pungens* (Vahl) Palla.



Fig. 6. Gramadales: Gramadales: A. *Distichlis spicata* (L.) Greene; B. *Sporobolus virginicus* (L.) Kunth; C. *Paspalum vaginatum* Sw.; D. *Cynodon dactylon* (L.) Persoon; E. *Spilanthes leiocarpa* DC.; F. *Phyla nodiflora* (L.) Greene



Fig. 7. A-B. *Cressa truxillensis* Kunth; C-D. *Heliotropium curassavicum* L.; E-F. *Vigna luteola* (Jacq.) Benth.

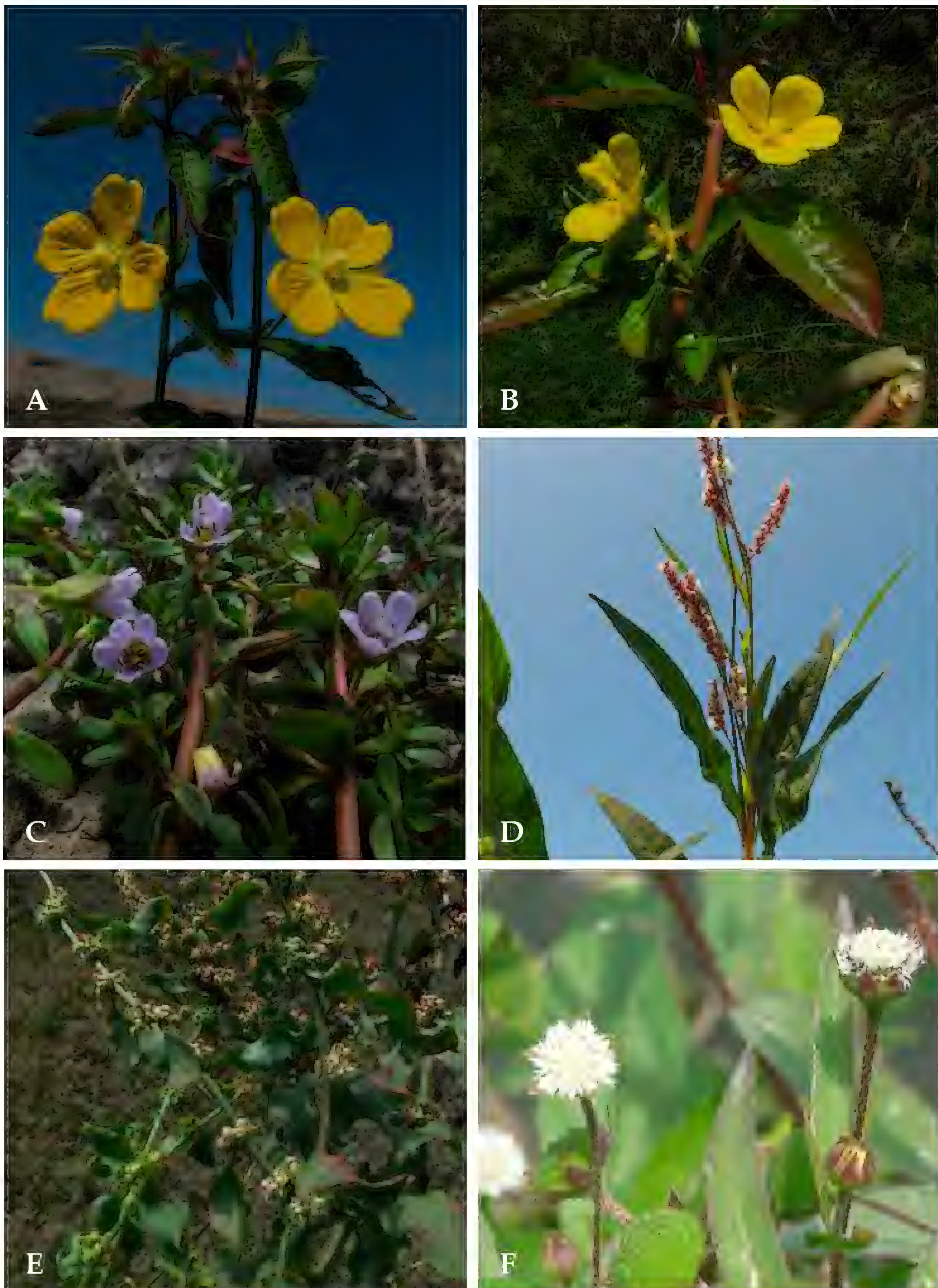


Fig. 8. Canales, drenes y depresiones: A. *Ludwigia octovalvis* (Jacq.) P. H. Raven; B. *Ludwigia peploides* (Kunth) P. H. Raven; C. *Bacopa monnieri* (L.) Wettst.; D. *Persicaria hydropiperoides* (Michx.) Small; E. *Rumex crispus* L.; F. *Eclipta prostrata* (L.) L.



Fig. 9. Canales, drenes y depresiones: A. *Heliotropium angiospermum* Murray; B. *Cucumis dipsaceus* Ehrenb. ex Spach, C. *Sidastrum paniculatum* (L.) Fryxell; D. *Physalis angulata* L.; E. *Solanum americanum* Mill.; F. *Solanum pimpinellifolium* L.



Fig. 10. Canales, drenes y depresiones: A. *Leptochloa fusca* subsp. *uninervia* (J. Presl) N. Snow; B. *Polypogon viridis* (Gouan) Breistr.; C. *Paspalidium paludivagum* (Hitchc. & Chase) Parodi; D. *Echinochloa crus-pavonis* (Kunth) Schultes; E. *Ammannia latifolia* L.; F. *Hydrocotyle bonariensis* Lam.



Fig. 11. A. *Microlophus peruvianus*; B. *Microlophus occipitalis*; C. *Spatula discor,* hembra; D. Nido en gramadal y huevos de *S. discor*; E. *Spatula cyanoptera*; F. *Zenaida auriculata* en nido.



Fig. 12. A. *Gallinula galeata* entre hojas de Araceae; B. *Charadrius vociferus*; C. *Himantopus mexicanus*; D. *Burhinus superciliaris*; E. *Actitis macularius*; F. *Ardea alba.*



Fig. 13. A. *Egretta thula*; B. *Bubulcus ibis*; C. *Coragyps atratus*; D. *Athene cunicularia*; E. *Tyrannus melancholicus*; F. *Falco sparverius*.



Fig. 14. A. *Leistes bellicosus*, macho; B. *Sporophila telasco* entre *Schoenoplectus californicus*, hembra; Hábitat de las aves: C. Totorales; D. Espejo de agua (*Azolla filiculoides*); E. Vega de Ciperáceas (*Cyperus odoratus*); F. Drenes, en el borde parte de los gramadales.

ANEXO 2

Plantas utilizadas por el antiguo poblador moche encontradas en Huaca Prieta



Fig. 15. A-B. *Gosypium barbadense* L. (Malvaceae) "algodón nativo", "algodón de color", "algodón pardo". A. Hábito; B. Planta de algodonero mostrando los copos del algodón de color; C. Huaca Prieta. Ay B con permiso de Fernández & Rodríguez (2007).

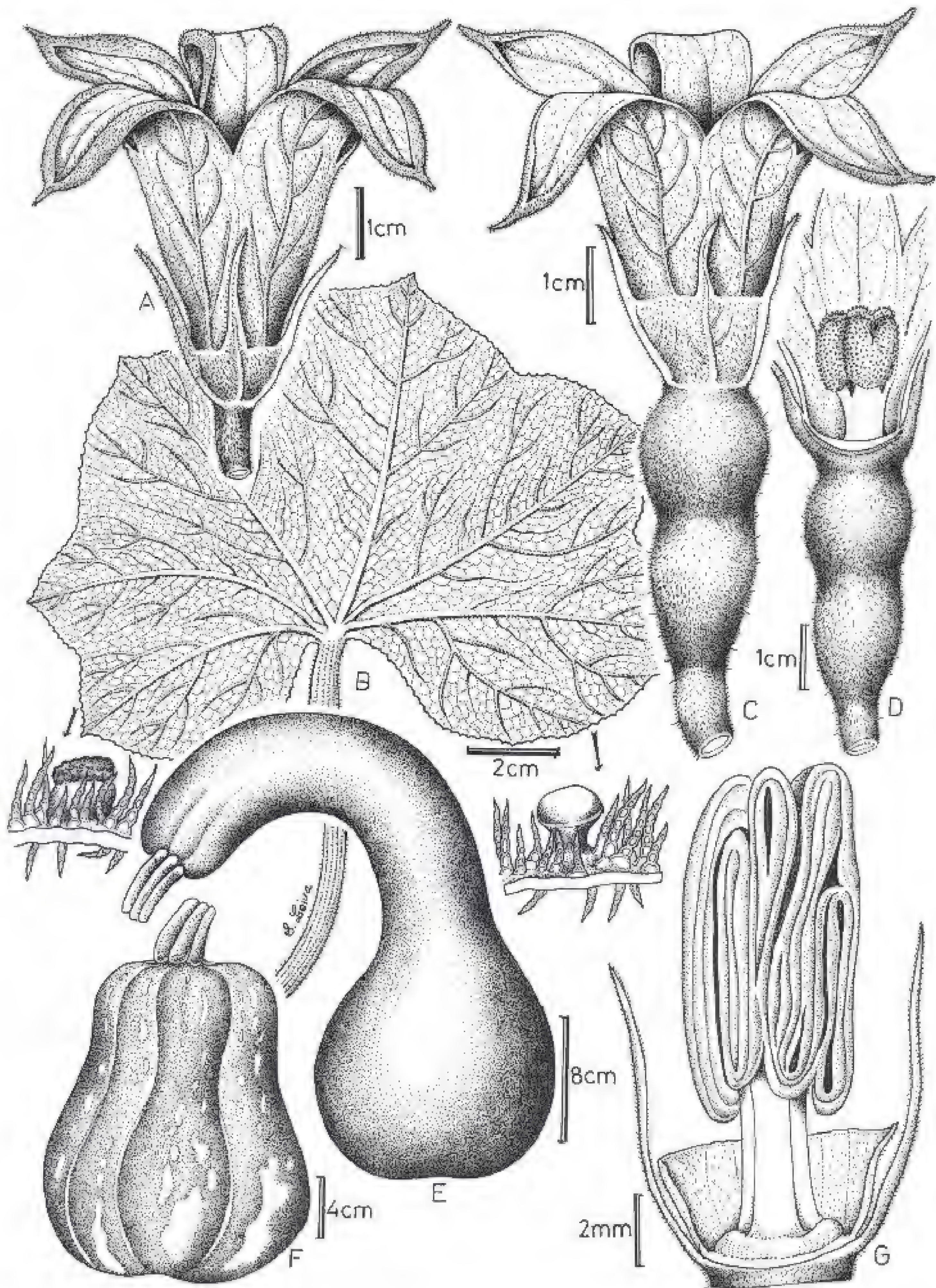


Fig. 16. ***Cucurbita moschata*** Duchesne. A. Flor masculina en antésis; B. Hoja; C. Flor femenina en antésis; D. Flor femenina con la corola desplegada; E.-F. Pepónides; G. Estambres. (Dibujado de *S. Leiva, G. Gayoso & L. Chang 5798*, HAO).

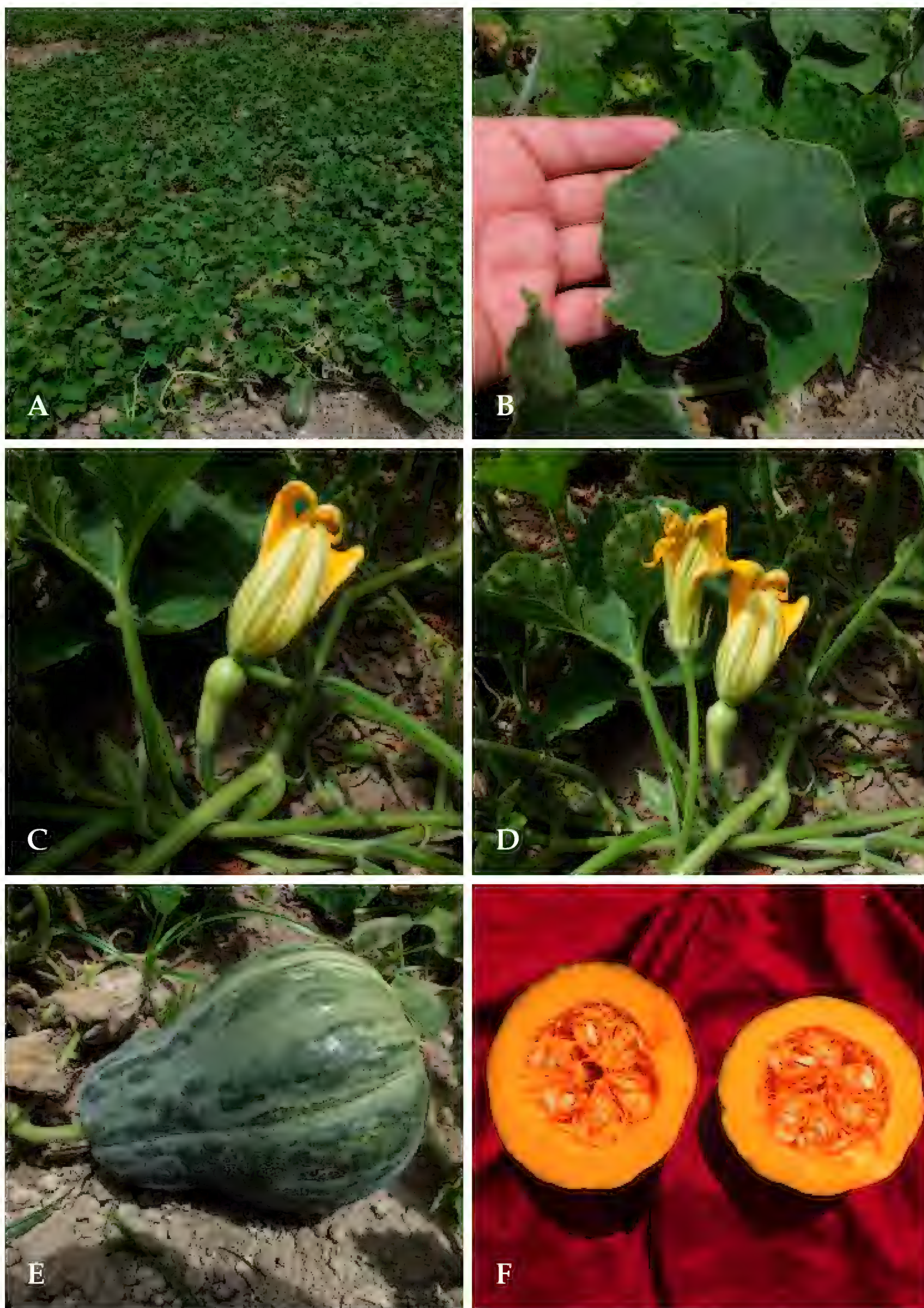


Fig. 17. ***Cucurbita moschata*** Duchesne. A. Cultivo en su hábitat; B. Hoja; C. Flor femenina en vista lateral; D. Flor masculia y femenina en vista lateral; E. Pepónide; F. Sección transversal del fruto. (Fotografía *S. Leiva, G. Gayoso & L. Chang 5798*, HAO).

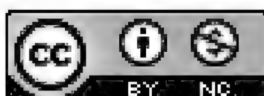
Arnaldoa 25 (1): 227 - 240, 2018
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25113

ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Diferencias osteológicas del neurocráneo de *Menticirrhus ophicephalus* "mismis" y *Larimus acclivis* "bereche" (Sciaenidae)

Osteological differences of the neurocranium of *Menticirrhus ophicephalus* "snakehead kingcroaker" and *Larimus acclivis* "steeplined drum" (Sciaenidae)

Juan Martínez Mendoza & Alfredo Julián Sandoval Norabuena
Universidad Nacional de Piura, Facultad de Ciencias, Departamento Académico de Biología.
juanmarmen@hotmail.com; asanor_4@hotmail.com



Recibido: 1-XII-2017; aceptado: 20-I-2017; publicación online: 15-III-2018; publicación impresa: 30-IV-2018

Resumen

Se describen e ilustran con detalle las diferenciaciones osteológicas del neurocráneo de *Menticirrhus ophicephalus* y *Larimus acclivis* (Sciaenidae), con material biológico de la zona del litoral del departamento de Piura, Perú. Para los neurocráneos de los ejemplares, se aplicó el método de la cocción, propuesto por Martínez & Zelada (2001). Los resultados fueron: *M. ophicephalus* y *L. acclivis*, con cráneo láteroparietal, carácter que tipifica a la familia Sciaenidae. Cara anterior del paretmoides en *M. ophicephalus* con proceso vertical ancho y proceso dorso lateral interno pequeño; en *L. acclivis* el proceso vertical es pequeño y termina en dos ramas divergentes. Nasal de *M. ophicephalus* con puente óseo de mayor longitud, mientras que en *L. acclivis* es más pequeño. Ausencia de cresta en el frontal de ambas especies, y presencia de dos fosas longitudinales y dos puentes óseos longitudinales en la cara externa de *M. ophicephalus* y *L. acclivis*. Con seis infraorbitarios, incluido el dermoesfenótico, en *M. ophicephalus* y *L. acclivis*. Borde externo del pterótico de *M. ophicephalus* con tres puentes óseos completos, y *L. acclivis* con dos puentes óseos completos y dos puentes óseos parcialmente incompletos. Borde posterior del supraoccipital de *M. ophicephalus* es convexo, y en *L. acclivis* es recto inclinado hacia atrás. Vomer edéntulo en *M. ophicephalus* y *L. acclivis*. Parietal de *M. ophicephalus* con pequeña cresta longitudinal. En *L. acclivis* con dos extraescapulares disímiles a cada lado, mientras en *M. ophicephalus* con uno a cada lado del neurocráneo.

Palabras clave: diferencias osteológicas, Scianidae, dermoesfenótico, extraescapulares, disímiles, Piura, Perú.

Abstract

We described and illustrated in detail the osteological differences of the neurocranium of *Menticirrhus ophicephalus* and *Larimus acclivis*, with biological material from the coastal area of the department of Piura, Peru. For the neurocranium of the specimens, the boiling method was applied, proposed by Martinez & Zelada (2001). The results were: *M. ophicephalus* and *L. acclivis*, with a lateroparietal skull, characteristic that typifies the Sciaenidae family. Anterior side of paretmoides in *M. ophicephalus* with wide vertical process and small internal lateral dorsal process; in *L. acclivis* the vertical process is small and ends in two divergent branches. Nasal of *M. ophicephalus* with longer osseous bridge, while in *L. acclivis* is smaller. Absence of frontal crest in both species, and presence of two longitudinal fossae and two longitudinal osseous bridges on the outer face of *M. ophicephalus* and *L. acclivis*. With six infraorbital, including the dermoesphenotic, in *M. ophicephalus* and *L. acclivis*. External border of the *M. ophicephalus* pterotic with three complete osseous bridges, and *L. acclivis* with two complete osseous bridges and two partially incomplete osseous bridges. The posterior border of the supraoccipital of *M. ophicephalus* is convex, and in *L. acclivis* it is straight tilted backwards. Vomer edentulous in *M. ophicephalus* and *L. acclivis*. Parietal of *M. ophicephalus* with a small longitudinal crest. In *L. acclivis* with two dissimilar extrascapular on each side, while in *M. ophicephalus* with one on each side of the neurocranium.

Keywords: osteological differences, Scianidae, dermoesphenotic, extrascapular, dissimilar, Piura, Peru.

Citación: Martínez, J. & A. Sandoval. 2018. Diferencias osteológicas del neurocráneo de *Menticirrhus ophicephalus* "mismis" y *Larimus acclivis* "bereche" (Sciaenidae). Arnaldoa 25(1): 227-240. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25113

Introducción

El orden Perciformes con más de 6000 especies, más de 150 familias y 20 subórdenes, es el mayor dentro de los vertebrados. Los peces de la familia Sciaenidae pertenecen a este grupo tan importante, sin embargo, los estudios osteológicos específicos sobre Sciaenidae son escasos según Kong & Ratchet (1995). El estudio osteológico de

los peces han adquirido gran importancia, por su aplicación a la filogenética de éstos; especialmente el análisis de la estructura ósea de los peces según Dávila (1985). Las investigaciones osteológicas de peces marinos son muy importante en las investigaciones de la fauna íctica marina de Perú, porque ayuda a interpretar la función que cumplen los peces dentro de la red trófica del ecosistema marino y nos permite relacionarlos con la Arqueología y Paleontología, porque en estos casos sólo se encuentran restos de elementos óseos de peces en ciertas investigaciones; asimismo, aporta conocimientos en áreas afines de la Biología Pesquera, Zoología de vertebrados, Ictiología y afines (Martinez *et al.*, 1991); además, proporciona ayuda en la identificación de fragmentos óseos encontrados en contenidos estomacales de otras especies de peces carnívoros. En las aguas marinas del Perú existen dieciocho géneros pertenecientes a la familia Sciaenidae y con cincuenta especies en total según Chirichigno & Cornejo (2001), ocupan un nivel importante dentro del ecosistema marino, así como, en la economía peruana por la generación de divisas, especies de importancia en la alimentación nacional (IMARPE). *M. ophicephalus* "mismis" "bobo", se distribuye de Ecuador a Valparaíso (Chile) según Chirichigno (1998), y tiene importancia en la alimentación humana y comercial. *L. acclivis* "bereche", una especie con distribución desde la Baja California sur (México) a Talara (Perú) según Chirichigno (1998). Frecuenta fondos blandos de la plataforma peruana, distribuyéndose en la costa norte del Perú desde Caleta Cruz hasta Talara según Chirichigno (1998).

El objetivo de este trabajo es, describir e ilustra en detalle las diferenciaciones osteológicas del Neurocráneo de *Menticirrhus ophicephalus* "mismis" y *Larimus acclivis* "bereche" (Sciaenidae).

Material y métodos

El material biológico para la investigación se obtuvo de la pesca artesanal, del área de pesca del litoral marino de la región Piura y del litoral peruano, que llega al terminal pesquero las Capullanas de la ciudad de Piura, Perú. Se estudiaron veinte ejemplares adultos de cada especie investigada: *M. ophicephalus* "mismis" y *L. acclivis* "bereche"; la identificación de cada especie se realizó mediante uso de la clave de Chirichigno (1998) y Chirichigno & Cornejo (2001). Los ejemplares se trasladaron al laboratorio de Zoología de la Escuela Profesional de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de Piura, donde fueron pesados y medidos. Luego, eviscerados, descarnados y desarticulados cuidadosamente. Los neurocráneos se pusieron en cocción por un tiempo de ocho minutos para facilitar la separación de los huesos de cada región del neurocráneo. Luego, los huesos fueron desgrasados. Posteriormente, los huesos fueron separados por regiones, y colocados en recipientes de plásticos seriados y codificados. A continuación, se hicieron las diferenciaciones osteológicas del neurocráneo mediante observación directa de cada hueso de las especies en investigación. Los resultados de la presente investigación serán expuestos en descripciones comparativas y figuras correspondientes de cada especie.

Resultados

De los análisis osteológicos realizados en *M. ophicephalus y L. acclivis*, las diferencias osteológicas fueron las siguientes:

NEUROCRÁNEO:

Está formado por cinco regiones, las diferencias se detallan a continuación:

REGIÓN OLFATORIA: Constituida por:

Paretmoides: En *M. ophicephalus* (Fig. 1A), hueso asimétrico; cara anterior con proceso vertical ancho y un proceso dorso lateral interno pequeño; cuerpo con foramen; cara posterior cóncava, atravesado por el foramen olfatorio. En *L. acclivis* (Fig. 1B), asimétrico y laminar; cara dorsal con un orificio olfatorio; con proceso vertical pequeño y termina en dos ramas divergentes.

Dermoetmoides: En *M. ophicephalus* (Fig. 1C), hueso alargado y medianamente curvo. Cara anterior con un proceso dorsal ligeramente curvo y termina en punta roma; dos procesos alares y una concavidad triangular; con proceso vertical alargado. Cara dorsal con cresta redondeada en su extremo superior. En *L. acclivis* (Fig. 1D), alargado pero corto. Cara anterior, con un proceso dorsal con una pequeña curvatura corta; proceso vertical presenta concavidades laterales alargadas. Cara dorsal con cresta, sin proceso redondeado; dos procesos laterales en su extremo superior.

Nasal: En *M. ophicephalus* (Fig.1E), hueso laminar, alargado y con proyección interna; con puente óseo largo para el nervio olfatorio. Extremo anterior con concavidad. Extremo posterior con expansión alar interna. Extremo superior con expansión alar interna. Por otra parte, en *L. acclivis* (Fig. 1F), laminar, alargado, y más pequeño; extremo anterior con expansión laminar redondeada; concavidad para el canal, aplanado; extremo superior más estrecho; puente óseo para el nervio olfatorio.

REGIÓN ORBITAL: Formada por los huesos:

Frontal: *M. ophicephalus* (Fig. 2A), hueso pequeño, rectangular, sin crestas longitudinales y con dos fosas longitudinales. Fosa externa, plana, estrecha en su parte posterior y ancha en su parte anterior; con puente longitudinal óseo externo en su tercio inferior; puente longitudinal óseo interno en los dos tercios superiores; puente óseo transversal y un canal. Fosa interna estrecha, y dos puentes óseos laterales longitudinales unidos por un puente óseo transversal perforado por un canal. Borde externo, ovalado, con escotadura triangular en su parte inferior. Borde anterior recto. Borde posterior con dos procesos laterales. El frontal de *L. acclivis* (Fig. 2B), sin crestas longitudinales, más pequeño, triangular; dos fosas longitudinales. Fosa externa, aplanada, ancha; dos puentes óseos longitudinales laterales; puente óseo externo; puente óseo longitudinal interno, en forma de "Y", ocupa los tres cuartos anteriores; puente óseo transversal en la parte posterior, con canal. Fosa interna más estrecha, con puente óseo longitudinal en la parte externa, en forma de "Y". Puente óseo interno solo en el tercio superior; puente óseo transversal, entre ambos puentes hay un canal. Borde anterior, rectangular. Borde interno, recto. Borde externo, oblicuo, borde posterior, convexo.

Circumorbitales:

El Lacrimal de *M. ophicephalus* (Fig. 2C), triangular; extremo posterior con proceso posteroventral. Borde anterior, rectangular. Borde superior ancho en toda su extensión; con pequeña corniza; Canal sensorial y tres puentes óseos, y abertura ovalada.

Infra orbital 2 (Fig. 2D), grande, rectangular, laminar, con puente óseo ancho, reviste casi totalmente el canal sensorial.

Borde superior con pequeña corniza.

Infra orbital 3 (Fig. 2E), con puente óseo, y corniza grande y con canal para el sistema sensorial.

Infra orbital 4 (Fig. 2F), sin puente óseo, con canal, sin corniza.

Infra orbital 5 (Fig. 2G), sin corniza, sin puente óseo y con canal. Por otra parte, el Lacrimal, en *L. acclivis* (Fig. 2J) mucho más pequeño, pero casi rectangular. Extremo posterior con dos procesos disimiles. El proceso posterodorsal, pequeño. Proceso, posteroventral, termina en punta. Borde anterior redondeado, ancho. Borde ventral, recto. Borde superior con corniza; con canal para la rama sensorial y tres puentes óseos, y una abertura en el margen superior.

Infra orbital 2 (Fig. 2K), pequeño y puente óseo sin corniza, con canal.

Infra orbital 3 (Fig. 2L), grande, rectangular con dos puente óseos y corniza, borde superior, con canal.

Infra orbital 4 (Fig. 2M), triangular con puente óseo; corniza, con canal.

Infra orbital 5 (Fig. 2N), pequeño, rectangular, con puente óseo, borde superior delgado, y sin corniza.

ESCLEROTICO: En *M. ophicephalus* (Fig. 2H), semicircular, pequeño, delgado con dos porciones (anterior y posterior). En *L. acclivis* (Fig. 2O), semicircular pero más aplanado, y más pequeño, delgado con dos porciones (anterior y posterior).

DERMOESFENOTICO: En *M. ophicephalus*, (Fig. 2I), laminar, constituye el Infraorbital 6 (Fig. 2I), rectangular, no bordea la órbita; con puente óseo en la parte anterior y con canal para la línea sensorial. En *L. acclivis* (Fig. 2P), es más pequeño, laminar, rectangular y no forma parte de la órbita, con un puente óseo con canal.

PLEUROESFENOIDES: En *M. ophicephalus* (Fig. 2Q), triangular ancho y robusto; sin proceso ovalado en su borde externo y sin puente óseo. Borde inferior agudo. Borde externo, convexo. Borde interno recto. Borde superior recto. Por otra parte en *L. acclivis* (Fig. 2R), triangular pero con borde externo convexo. Borde interno, convexo. Extremo superior agudo y romo. Extremo inferior agudo y romo.

BASIESFENOIDES: En *M. ophicephalus* (Fig. 2S), hueso impar, mediano, robusto, en forma de "Y"; con dos procesos dorso laterales y con expansiones rectangulares dirigidas hacia abajo; proceso vertical, pequeño, robusto. Mientras en *L. acclivis* (Fig. 2T), pequeño, en forma de "Y"; dos procesos dorso laterales con dos expansiones triangulares y estrechamiento en su inicio; proceso vertical y de menor longitud, termina en base recta y proceso espinoso hacia adelante.

REGIÓN BASICRANEAL:

Formada por huesos impares: Vómer, Paresfenoides y Basioccipital.

Vómer: En *M. ophicephalus* (Fig. 3A), triangular, edéntulo. Parte anterior ancha, con dos procesos alares laterales triangulares. Borde anterior con dos procesos semicirculares. Parte inferior termina en punta, con cresta en su parte media. Concavidad pequeña en el tercio superior y dos procesos alares triangulares. *L. acclivis* (Fig. 3B), triangular, edéntulo; parte anterior ancha, dos procesos alares triangulares. Borde anterior con dos procesos semicirculares. Parte inferior termina en punta; cresta en su parte media. Tercio superior con una concavidad aplanada, dos pequeños procesos laterales, rectangulares.

Paraesfenoides: En *M. ophicephalus*

(Fig. 3C), en forma de "escapula", barra pequeña, más ancha; parte posterior expandida lateralmente. Barra, con extremo anterior rectangular; extremo posterior con dos pequeños apófisis alares laterales, rectangulares. Bordes no rectos; escotadura con dos expansiones laterales muy desarrolladas dirigidas hacia adelante. Superficie media con cresta roma, aplanada. Superficie posterior muy pequeña, ovalada y aplanada; borde posterior con procesos espinosos. En *L. acclivis* (Fig. 3D), en forma de "escapula" y más pequeño, barra delgada; extremo anterior en punta; extremo posterior con dos apófisis alares, triangulares. Bordes de la barra, cóncavo; con cresta aguda, poco desarrollado y filuda. Superficie posterior más pequeña y estrecha, triangular, aplanada; concavidad en su parte central. Borde posterior, triangular y proceso espinoso.

Basioccipital: En *M. ophicephalus* (Fig. 3E), alargada. Cara externa, parte anterior menos ensanchada, globosa, convexa; dos procesos dorsolaterales ovalados, expandido lateralmente; con pequeña concavidad triangular en su parte central del borde anterior; parte posterior alargado y el más corto; cóndilo para el Atlas y una concavidad circular y un pequeño orificio en su parte central; dos pequeñas crestas laterales y dos fositas a cada lado. Cara interna, cóncava, con cresta roma en el tercio superior. En *L. acclivis* (Fig. 3F), es alargada pero más pequeña. Parte anterior ensanchada, globosa, convexa y dos procesos dorsolaterales ovalados; con pequeña comisura triangular en la parte central del borde anterior; parte posterior, rectangular, pequeño; cóndilo para el Atlas, y una concavidad circular y orificio en su parte central; dos crestas laterales muy pequeñas, y dos fositas a cada lado. Cara interna, cóncava, con cresta roma en el tercio superior del hueso.

REGIÓN OCCIPITAL:

Constituido por los siguientes huesos: Supraoccipital (01), Parietal (02), Exoccipital (02) y los Extraescapulares (02).

Supraoccipital: En *M. ophicephalus* (Fig. 4A), hueso triangular, laminar; cresta medio dorsal longitudinal, alta, triangular y dos pequeñas crestas laminares laterales dirigidas hacia atrás desde la parte media de las apófisis laterales; dos apófisis laterales rectangulares en su parte anterior, y dos proyecciones triangulares desde la parte posterior de estas apófisis. Ausencia de orificio ovalado. Borde ventral, cóncavo y recto en su parte posterior. Borde posterior convexo. Borde superior recto oblicuo hacia arriba. En *L. acclivis* (Fig. 4B), triangular y laminar; cresta medio dorsal y dos pequeñas crestas laminares laterales dirigidas hacia atrás; dos apófisis laterales, rectangulares en su parte anterior; sin proyecciones laterales. Sin orificio detrás de las apófisis laterales. Borde ventral cóncavo en su parte anterior y recto en su parte posterior. Borde posterior, recto inclinado hacia atrás. Borde superior recto ligeramente dirigido hacia arriba.

Parietal: En *M. ophicephalus* (Fig. 4C), laminar, pequeño y rectangular. Cara externa lisa, aplanada y con una pequeña cresta longitudinal que recorre la superficie del hueso. Borde anterior, recto. Borde externo, e interno rectos. Borde posterior, recto, con pequeño proceso espinoso. Por otra parte, en *L. acclivis* (Fig. 4D), hueso laminar y el más pequeño, rectangular, aplanado. Borde anterior recto. Borde externo e interno, rectos. Borde posterior cóncavo; dos procesos laterales, el interno más pequeño.

Exoccipital: En *M. ophicephalus* (Fig. 4E), irregular, pequeño. Cara externa con

cóndilo para el Atlas; cresta en forma de "Y"; dos forámenes contiguos para los nervios correspondientes. Borde superior casi recto con una concavidad en su parte central y proceso en el lado interno. Borde interno e interno cóncavo. Borde posterior, plano, con expansión externa. Cara interna con dos concavidades longitudinales, el interno más amplio y el externo ocupa la mitad superior. En *L. acclivis* (Fig. 4F), irregular, laminar, pequeño. Cara externa con cóndilo para el Atlas. Con cresta en forma de "Y"; dos forámenes para los nervios correspondientes. Borde superior convexo; proceso cerca de la parte media. Borde interno, recto dirigido hacia adentro. Borde externo, cóncavo. Borde posterior, recto y con pequeñas ondulaciones. Cara interna con dos concavidades longitudinales, el interno más amplio; proceso vertical en el extremo inferior.

Extraescapular: En *M. ophicephalus*, (Fig. 4G), es un hueso rectangular, laminar, par de longitudes similares. El derecho con puente óseo, laminar, en forma de "Y", con canal sensorial; prolongaciones superiores disimiles, el más externo más corto; prolongación inferior el más ancho y más grande. Por otra parte en *L. acclivis* (Fig. 4H1 y 4H2), este de forma triangular alargado, laminar. Singularmente con dos extracapulares a cada lado y con un puente óseo transversal, delgado. El inferior grande, triangular, con puente en forma de "Y" con prolongación superior externa más corto y la prolongación inferior más largo y delgado. El superior pequeño, ovalado, con puente óseo delgado.

REGIÓN ÓTICA:

Constituida por huesos pares: Esfenótico, Pterótico, Epiótico, Proótico, Opistótico.

Esfenótico: En *M. ophicephalus* (Fig. 5A), rectangular, pequeño. Cara externa, aplanada, con dos concavidades y foramina en la concavidad posterior, sin puente óseo. Cara lateroexterna con concavidad para el cóndilo correspondiente; proceso vertical muy corto, delgado. Con foramen en la cara interna de la concavidad. Borde anterior con un proceso en su lado externo. En *L. acclivis* (Fig. 5B), laminar y más pequeño. Cara externa plana, con pequeña concavidad superficial. Sin puente óseo. Cara lateroexterna con concavidad para el cóndilo de hiomandibular, y se prolonga en un proceso vertical más o menos largo. Foramen pequeño en la cara interna de esta concavidad, sin prolongación en el borde anterior y posterior.

Pterótico: *M. ophicephalus* (Fig. 5C), hueso rectangular y pequeño. Cara externa aplanada sin ribetes óseos, sin foramina; concavidad ovalada, superficial. Borde ventral con dos foraminas laterales. Borde externo con canal profundo y tres columnas óseas y un proceso bifurcado en su parte posterior, el externo más corto. El interno con un una concavidad, sin crestas. En *L. acclivis* (Fig. 5D), cuneiforme alargado, pero aplanado, con una concavidad sin ribetes óseos; más pequeño. Borde anterior mixto. Borde ventral, con dos foraminas laterales. Borde externo con canal profundo, y dos columnas óseas completas y dos incompletas; con proceso bifurcado en su parte posterior, el más externo más grande. Cara interna con una pequeña concavidad, sin crestas.

Proótico: En *M. ophicephalus* (Fig. 5E), es rectangular; cara externa más aplanada que globosa, con dos concavidades superficiales, con foramina cerca del extremo externo del borde superior, sin proceso espinoso pero con un puente óseo. Cara latero externa con fosa para el hiomandibular. Por arriba de la fosa se sitúa el gran foramen, con tres orificios, dos inferiores más grandes.

Entre la fosa y el foramen una cresta que los separa. En *L. acclivis* (Fig. 5F), también es rectangular y globoso. Cara externa sin concavidades superficiales; presencia de una foramina cerca del extremo externo del borde superior, con puente óseo pequeño y un proceso oblicuo en su extremo externo. Cara latero externa con fosa para el hiomandibular; por arriba de la fosa se sitúa el gran foramen con dos orificios en la parte superior y una debajo de estos. Entre la fosa y el foramen existe un puente óseo.

Epiotico: En *M. ophicephalus* (Fig. 5G), hueso rectangular. Cara dorsal con ribete longitudinal medio dorsal y sin concavidades. Borde posterior bifurcado con dos procesos, el interno más largo. Cara laterointerna con concavidad triangular. Cara externa con concavidad superficial; cara posterior triangular. Cara interna con concavidad anterior amplia y superficial; foramina en la parte central y una foramina más grande en la parte posterior En *L. acclivis* (Fig. 5H), rectangular, laminar, liso y más pequeño. Cara dorsal plana, con un ribete. Borde posterior bifurcado con dos procesos, el más interno más largo. Cara laterointerna con concavidad rectangular. Cara lateroexterna con concavidad triangular amplia. La cara posterior resumida a un ribete con proceso espinoso. Cara interna con concavidad anterior con una foramina en su parte central, y otra foramina más grande en la parte posterior.

Opistótico: En *M. ophicephalus* (Fig. I), el hueso es rectangular; borde posterior con faceta. Cara externa plana y con concavidad muy superficial. En *L. acclivis* (Fig. 5J), este hueso es más pequeño; cara externa sin ribete y con faceta triangular en su borde externo para el Postemporal. Borde posterior con faceta triangular para el Postemporal. Cara interna con una concavidad longitudinal.

Discusión

La presente investigación tiene por finalidad presentar las diferencias osteológicas del neurocráneo de *Menticirrhus ophicephalus* "mismis" y *Larimus acclivis* "bereche" (Sciaenidae). El estudio de los huesos, se lleva a cabo en forma más eficiente cuando éstos se encuentran desarticulados, pero sin embargo, en ciertos casos se torna difícil, sobre todo en los huesos del neurocráneo, por estar unidos muchos de ellos mediante suturas muy acopladas y difíciles de desarticular; en este caso, fue necesario realizar la técnica de cocción de Martinez & Zelada (2001), técnica que resultó ser muy eficiente, permitiendo de esta manera individualizar cada uno de los huesos y poder determinar detalladamente sus diferenciaciones con más precisión. Se determinó que *M. ophicephalus* y *L. acclivis*, tienen un cráneo láteroparietal, que constituye uno de los caracteres que tipifica al Orden Perciformes, tal como indican Ziswiler (1988), Lagler (1980) y Martinez (2011).

El dermoetmoides en *M. ophicephalus*, (Figs. 1C y 1D) se diferencia por tener un proceso dorsal alargado y medianamente curvado; mientras en *L. acclivis*, es alargado, pero menos curvo y más corto, coincidiendo esta característica con lo reportado por Martinez (2011), indicando que el proceso dorsal de *L. acclivis* es más recto y menos curvado que *M. ophicephalus*. Por otra parte se diferencia de *C. gilberti*, y de *P. peruanus*, por presentar este proceso que se curva hacia la parte basal, tal como lo señala Martinez (2011). Al respecto, esta característica constituiría un carácter diferencial entre los géneros de la familia Sciaenidae. El hueso nasal, de *M. ophicephalus*, se diferencia por tener un puente óseo de mayor longitud; mientras en *L. acclivis*, este puente es

más pequeño (Figs. 1E y 1F). Un aspecto diferencial radica en la ausencia de cresta en el frontal en *M. ophicephalus* y *L. acclivis* (Figs. 2A y 2B) y la presencia de dos fosas longitudinales y dos puentes óseos longitudinales en la cara externa de este hueso (Figs. 2A y 2B), concordando con Alvitres (1985), quien manifiesta que *C. analis* carece de cresta y la presencia de dos fosas frontales y dos puentes óseos longitudinal; así también, lo manifiestan Martinez & Zelada (2001), para *S. deliciosa* y Martinez & Montero (2010), para *C. analis*. Sin embargo, las diferencias más resaltantes se dan en la presencia de un puente óseo longitudinal externo en *M. ophicephalus*, por ocupar solo el tercio inferior del hueso, en cambio en *L. acclivis* este puente óseo soló ocupa la mitad inferior. En el caso del basiesfenoides, de *M. ophicephalus* se diferencia porque las expansiones de los procesos dorsales laterales son rectangulares; mientras, en *L. acclivis*, son triangulares; asimismo, en *M. ophicephalus* el proceso vertical termina en una base recta; en cambio, en *L. acclivis* la base de este proceso termina en un proceso espinoso dirigido hacia adelante (Figs. 2S y 2T). Estas características mencionadas pueden servir para determinar diferenciaciones de los géneros de la familia Sciaenidae. Por otra parte, se encontró similitud tanto en *M. ophicephalus* y *L. acclivis* por la presencia de seis Infraorbitarios incluido el dermoesfenótico (Figs. 2I y 2P); a diferencia de lo reportado por Martinez (2011), para *P. peruanus* y *C. gilberti*, encontró cinco infraorbitarios, y ausencia del dermoesfenótico. Según Alvitres (1985), menciona que el dermoesfenótico es el Infraorbital seis que descansa sobre el esfenótico, prácticamente no bordea la órbita y parece haber sido defeccionado hacia atrás. El infraorbitario tres en *L. acclivis* tiene dos puentes óseos y una corniza; a diferencia de *M. ophicephalus* tiene un puente óseo pero sin corniza (Figs. 2E y 2L). El infraorbitario cuatro en *L. acclivis* se diferencia por un puente óseo y corniza; en cambio *M. ophicephalus* sin puente óseo y ausencia de corniza. La presencia de los seis infraorbitarios encontrados en *M. ophicephalus* y *L. acclivis* concuerdan con lo encontrado por Alvitres (1985), para *C. analis*. Estas diferencias en los Infraorbitarios pueden ayudar a diferenciar a las especies de la familia Sciaenidae. Respecto al pterótico, se determinó que el borde externo de *M. ophicephalus* presenta tres puentes óseos completos, a diferencia de *L. acclivis* se determinó dos puentes óseos completos y dos puentes óseos parcialmente incompletos (Figs. 5C y 5D), estructuras que según lo reportado por Kestoven (1928), señala que son características para el Orden Perciformes. Además, estas características permitirían diferenciar a los géneros de la familia Sciaenidae.Tanto en la cara dorsal del epiótico de *M. ophicephalus* y *L. acclivis*, se encontró la semejanza debido a la presencia de un ribete óseo; concordando con Martinez (2011), quien reporto este ribete óseo en la cara dorsal del epiótico de *C. gilberti* y ausencia en *P. peruvianus*. De otro lado, se encontró una semejanza en el borde posterior del hueso, dos procesos laminares en *M. ophicephalus* y *L. acclivis*.

En el caso del Supraoccipitalse encontró que en *M. ophicephalus*el borde posterior es convexo, a diferencia de *L. acclivis* el borde posterior es recto inclinado hacia atrás (Figs. 4A y 4B). Al respecto estas afirmaciones no concuerdan con Kong & Ratchet (1995), quienes reportan para *M. ophicephalus*, el borde posterior es casi recto y algo redondeado en *C. gilberti* como en *P. peruanus*. Por otro lado, Martínez (2011) en el caso del Supraoccipital encontró que solo en *C. gilberti* un canal ovalado

detrás de los apófisis laterales; asimismo, determinó que el borde posterior de este hueso en *C. gilberti* es recto y con ondulaciones no simétricas, mientras, en *P. peruanus* es ligeramente convexo. En el hueso parietal, se encontró una semejanza en *M. ophicephalus* y *L. acclivis* referente a la forma del hueso por ser casi rectangular. Asimismo, se determinó que solo en la cara externa de *M. ophicephalus* una pequeña cresta longitudinal recorre la superficie del hueso (Figs. 4C y 4D). Estas afirmaciones concuerdan con Martinez & Zelada (2001), quienes reportan para *S. deliciosa* una cresta longitudinal en la superficie externa de este hueso; así también, Martinez & Montero (2010), lo señalan para *C. analis*. De otro lado, se determinó que el borde posterior del Parietal en *L. acclivis* tienen dos procesos laterales disimiles, mientras, en *M. ophicephalus* con solo un proceso espinoso. Estas afirmaciones concuerdan con Kong & Ratchel (1995), para el caso de *P. peruanus* mencionando una pequeña espina (proceso espinoso) que se proyecta hacia atrás. Al respecto de los huesos extraescapulares, es destacable la presencia en *L. acclivis* un par de extraescapulares disimiles a cada lado, a diferencia en *M. ophicephalus* se encontró uno a cada lado del neurocráneo (Figs. 4G, 4H1 y 4H2), porque en *M. ophicephalus* son de forma rectangular, a diferencia en *C. acclivis* son triangular, si contrastamos estas afirmaciones por la forma y tamaño son disimiles reportado por Alvitres (1985) y Martinez & Montero (2010), para *C. analis* y Martinez & Zelada (2001), para *S. deliciosa*. Esto concuerda con la opinión de Goslini (1965), Lagler (1980) y Cervigón (1980), quienes indican, que es probable que estos huesos sean Supraorbitarios que se han desplazado hacia atrás como producto de un proceso de desaparición, pero todavía llevan canales para el paso del sistema latero sensorial de la cabeza.

Conclusiones

Menticirrhus ophicephalus y *Larimus acclivis*, poseen un cráneo láteroparietal constituye un carácter que tipifica al Orden Perciformes y a la Familia Sciaenidae. Ausencia de cresta en el frontal y presencia de dos fosas longitudinales y dos puentes óseos longitudinales en la cara externa en *M. ophicephalus* y *L. acclivis*. Presencia de seis Infraorbitarios incluido el Dermoesfenótico en *M. ophicephalus* y *L. acclivis*. Presencia de un par de Extraescapulares a cada lado del Neurocráneo en *L. acclivis* y uno a cada lado en *M. ophicephalus*.

Agradecimientos

Se agradece al Dr. Roger Alva Calderón (Universidad nacional de Trujillo), por apoyarme (J. M.) en el conocimiento de la osteología de peces, permitiéndome a incursionar en este campo de la ictiología marina. Asimismo, agradezco a mi esposa, Rosa Condormango Jacobo, profesional en Biología por el apoyo en la disección del material biológico.

Literatura citada

Alvitres, V. 1985. Osteología de *Cynoscion analis* "cachema". Libro de resúmenes del I Congreso Nacional de Biología Pesquera. Trujillo-Perú.

Cervigón, F. 1980. Ictiología Marina. Vol. I. Caracas: Fund. La Salle Cienc.

Chirichigno, N. 1998. Clave para identificar los peces marinos del Perú. 2ª Ed. Informe 44. Callao: INST. Mar Perú. (IMARPE).

Chirichigno, N. & R. M. Cornejo. 2001. Catálogo comentado de los peces marinos del Perú. IMARPE, Callao, Perú.

Dávila, A. 1985. Estudio Osteológico de la "Anchoveta peruana" *Engraulis ringens* Jeyns 1984 (Pisces, Engraulidae). Tesis M. Sc. Inst. Oceanog. Univ. Oriente. Cumana- Venezuela.

Gosline, W. 1965. The Perciformes. Fishes Prac. U. S.

National Mus. Smith Inst. Washington. Copeia 3.

Kesteven, H. 1928. Contribution to cranial osteology of the fishes III. The teleostome skull.An attempt to provide and ichthyolo- craniological nomenclature.15 # 3: 201- 208.

Kong, I. & J. Valdés 1995. Osteología Comparada del Cráneo de ocho Especies de Peces Sciaenidae de Chile. Estud. Oceanol. 14:5-16 1995 ISSN CL 0071-173X. Antofagasta- Chile.

Lagler & Colaboradores. 1980. Ictiología. Primera Edición en Español. AGT Editor, S.A. 57-68.

Martínez, J. & A. Zelada. 2001. Sistema esquelético de *Sciaena deliciosa*. Rev. Universalia, IIPD, Piura-Perú Vol. 6(2).83-95.

Martínez, J. & R. Montero. 2010. Sistema esquelético de *Cyanoscion analis*. Libro de Resúmenes Ampliados del Congreso de Ciencias del Mar del Perú. Piura Perú.

Martínez, J. 2011. Diferencias osteológicas de cuatro especies de la familia Sciaenidae. Trabajo de investigación. Universidad Nacional de Piura.

Ziswiler, V. 1988. Zoología Especial Ediciones Omega. Barcelona-España.

ANEXO

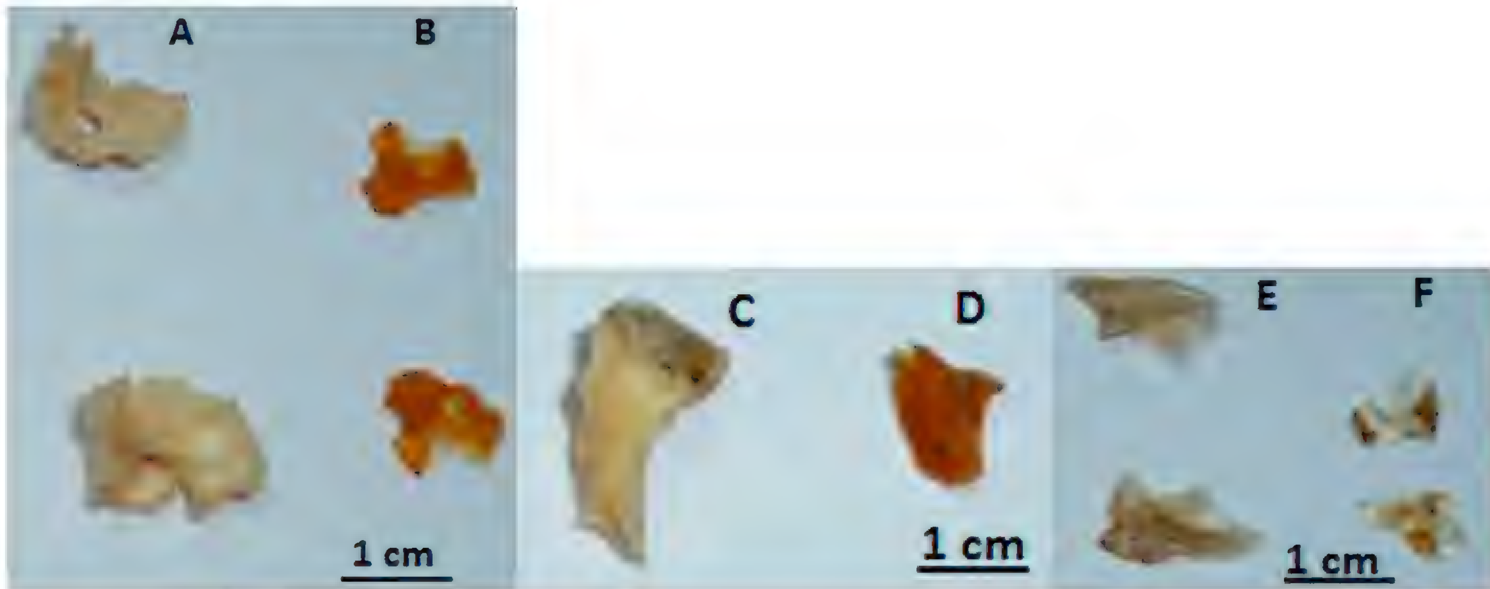


Fig. 1. Neurocráneo. Región Olfatoria:A. Paretmoides de *M. ophicephalus*;B. Paretmoides de *L. acclivis*;C. Dermoetmoides de *M. ophicephalus*; D. Dermoetmoides de *L. acclivis*; E. Nasal de *M. oplicephalus* y F. Nasal de *L. acclivis*.

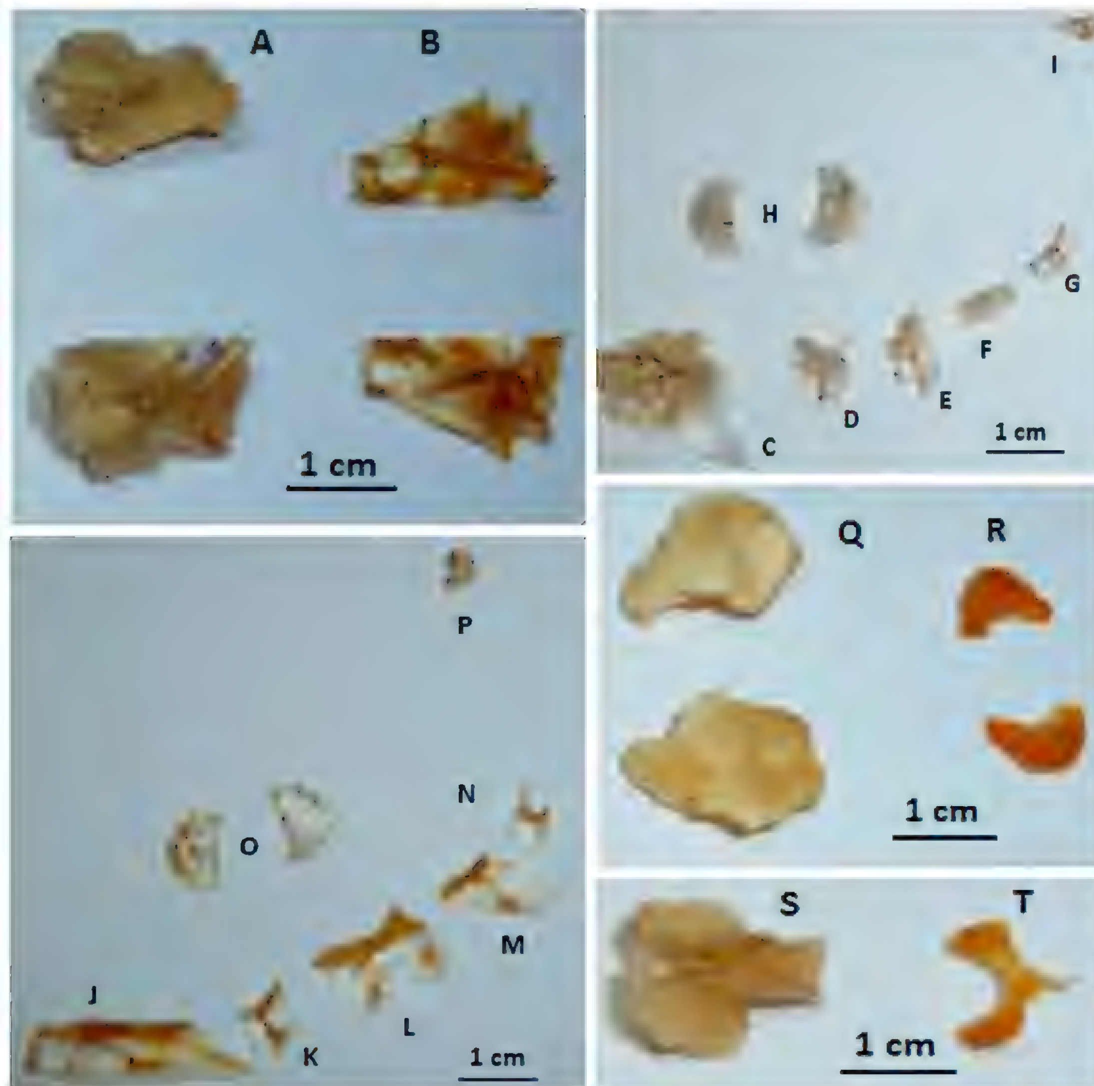


Fig. 2. Neurocráneo. Región Orbital: A. Frontal de *M. ophicephalus*; B. Frontal de *L. acclivis;* C. Lacrimal de *M. ophicephalus*; D. Infra orbital 2 de *M. ophicephalus*; E. Infra orbital 3 de *M. ophicephalus*; F. Infra orbital 4 de *M. ophicephalus*; G. Infra orbital 5 de *M. ophicephalus*; H. Esclerótico de *M. ophicephalus y*; I. Dermoesfenótico (Infra orbitario 6). Infra orbitarios de *L. acclivis* J. Lacrimal de *L. acclivis*; K. Infra orbital 2 de *L. acclivis*; L. Infra orbital 3 de *L. acclivis*; M. Infra orbital 4 de *L. acclivis*; N. Infra orbital 5 de *L. acclivis*; O. Esclerótico de *L. acclivis*; P. Dermoesfenótico (Infra orbitario 6) de *L. acclivis*. Q. Pleuroesfenoidesde *M. ophicephalus*; R. Pleuroesfenoides de *L. acclivis*. S. Basiesfenoides de *M. ophicephalus*; T. Basiesfenoides de *L. acclivis*.

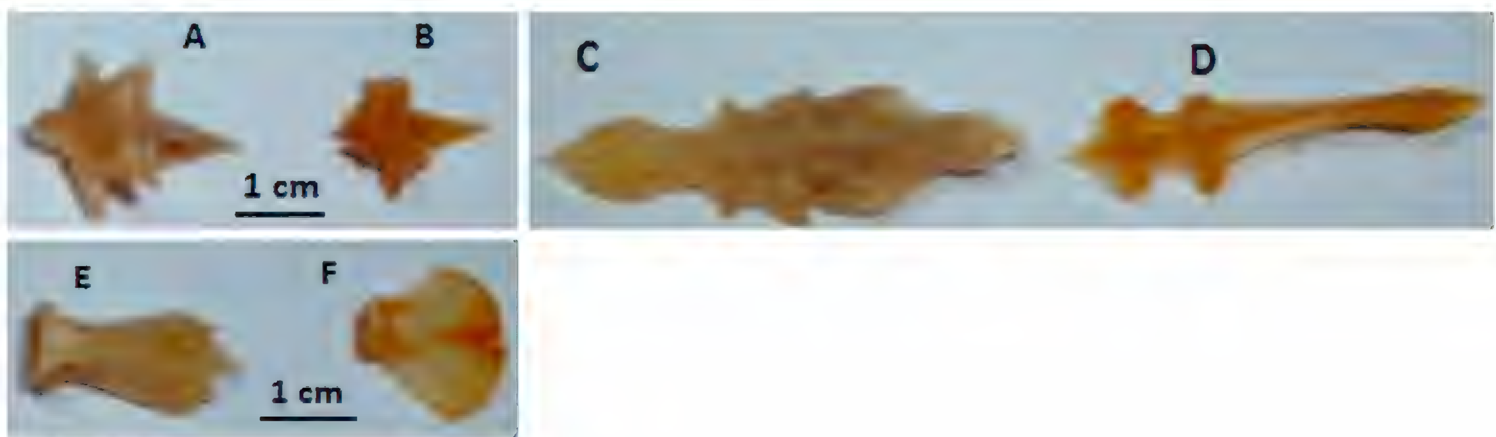


Fig. 3. Neurocráneo: Región Basicraneal: A. Vomer de *M. ophicephalus;* B. Vomer de *L. acclivis*; C. Paresfenoides de *M. ophicephalus*; D. Paresfenoides de *L. acclivis*; E. Basioccipital de *M. ophicephalus*; F. Basioccipital de *L. acclivis*.

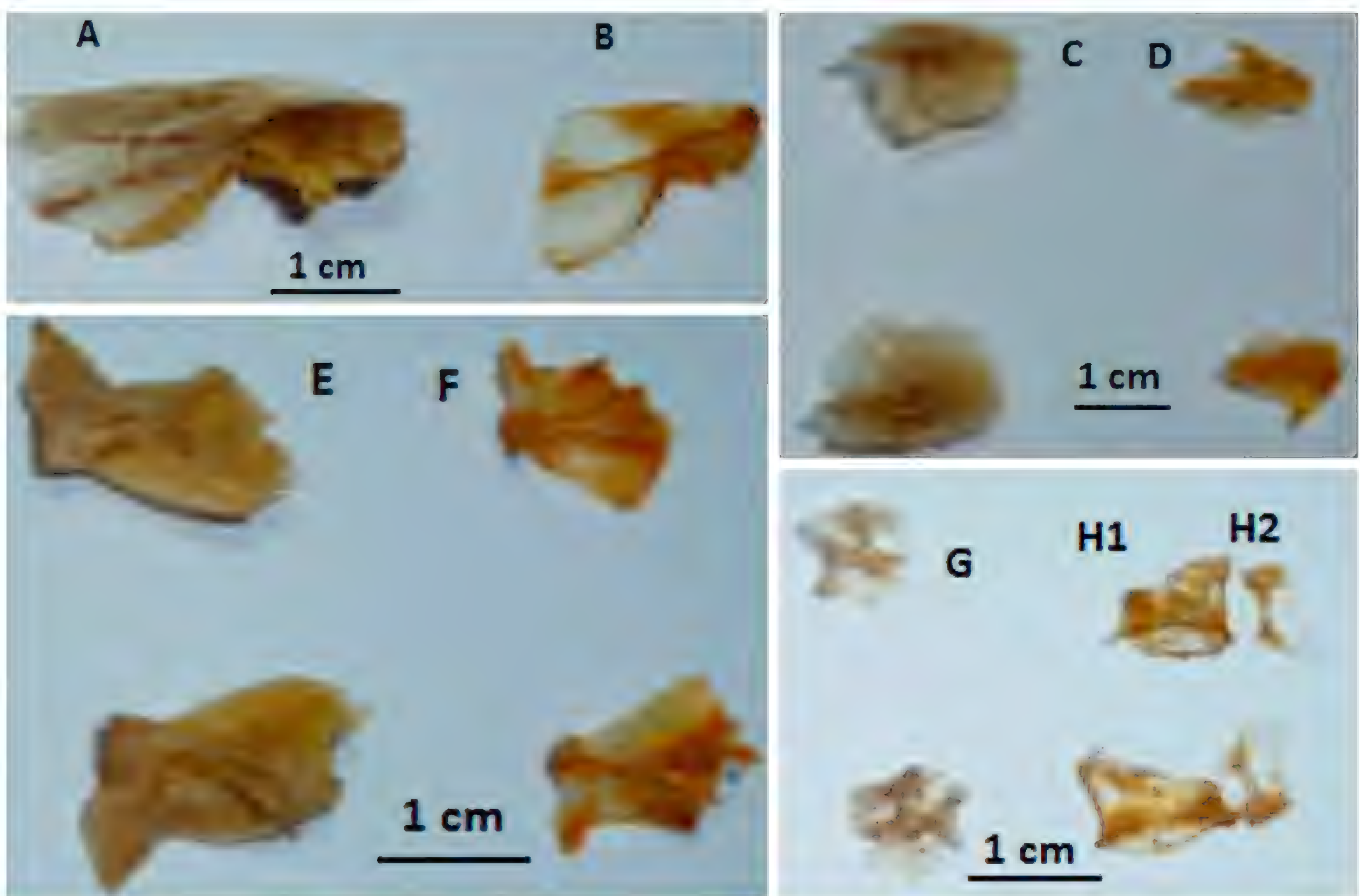


Fig. 4. Neurocráneo. Región Occipital: A. Supraoccipital de *M. ophicephalus*; B. Supraoccipital de *L. acclivis*; C. Parietal de *M. ophicephalus*; D. Parietal de *L. acclivis*; E. Exoccipital de *M. ophicephalus*; F. Exoccipital de *L. acclivis*; G. Extraescapular de *M. ophicephalus*; H1. y H2. Extraescapulares de *L. acclivis*.

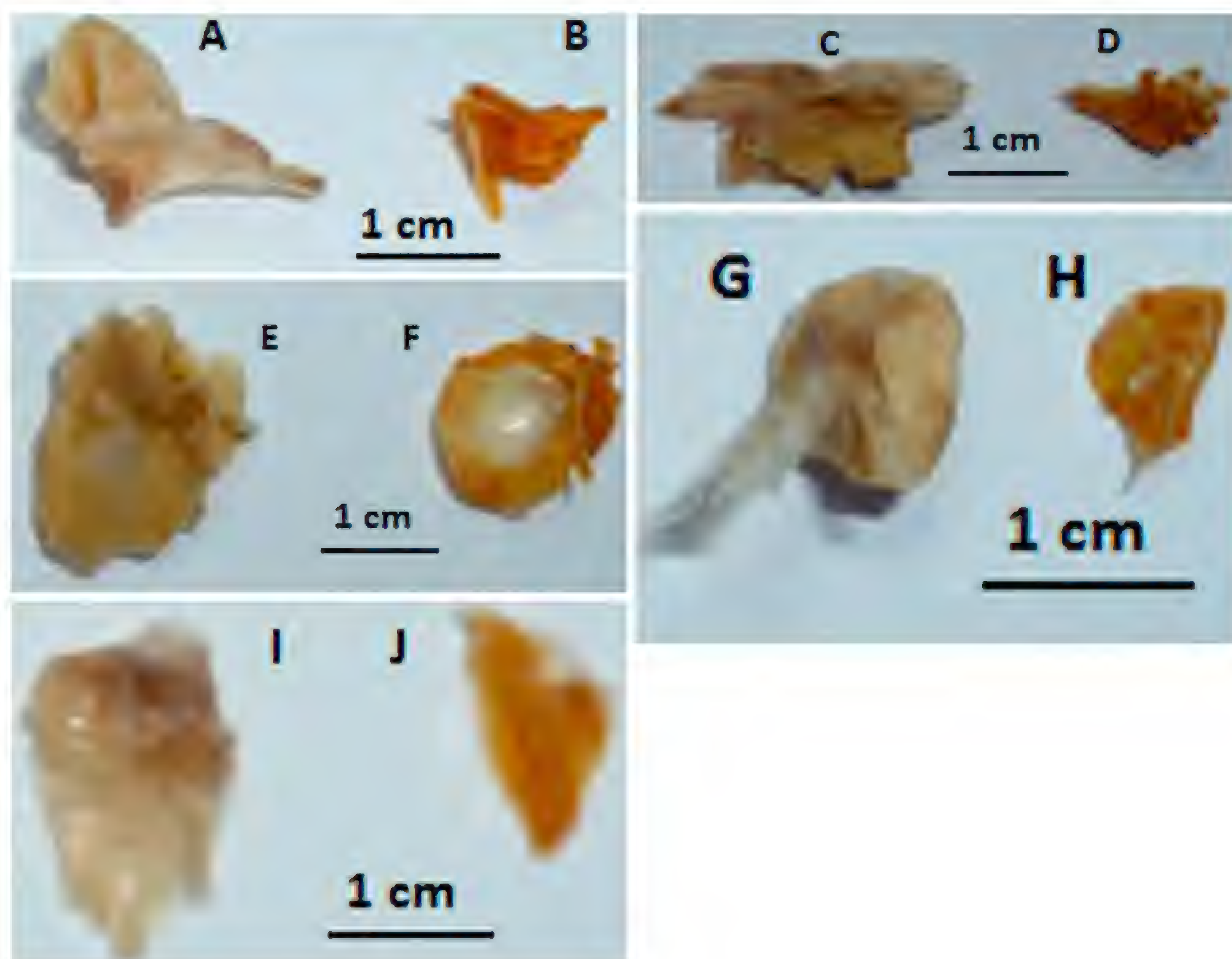
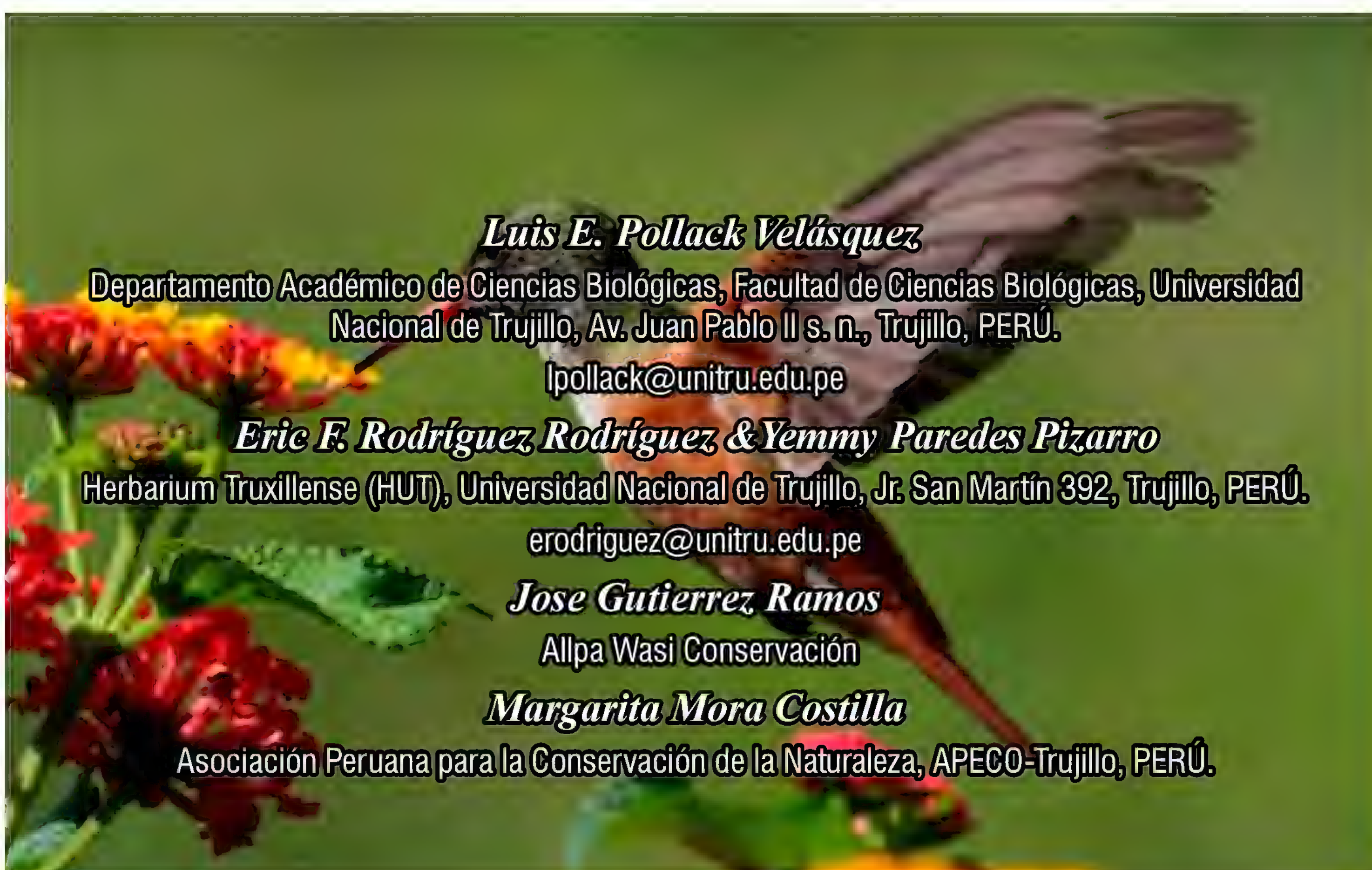


Fig. 5. Neurocráneo. Región Ótica: A. Esfenotico de *M. ophicephalus*; B. Esfenotico de *L. acclivis*; C. Pterótico de *M. ophicephalus*; D. Pterótico de *L. acclivis*; E. Proótico de *M. ophicephalus*; F. Proótico de *L. acclivis*; G. Epiótico de *M. ophicephalus*; H. Epiótico de *L. acclivis*; I. Opistotico de *M. ophicephalus*; J. Opistotico de *L. acclivis*.

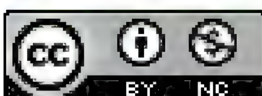
Arnaldoa 25 (1): 241-272, 2018
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25114
ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Aves silvestres asociadas a la flora urbana del distrito de Trujillo, región La Libertad, Perú, 2016-2017

Wild birds associated with the urban flora of Trujillo District, La Libertad Region, Peru, 2016-2017



Luis E. Pollack Velásquez
Departamento Académico de Ciencias Biológicas, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional de Trujillo, Av. Juan Pablo II s. n., Trujillo, PERÚ.
lpollack@unitru.edu.pe
Eric F. Rodríguez Rodríguez & Yemmy Paredes Pizarro
Herbarium Truxillense (HUT), Universidad Nacional de Trujillo, Jr. San Martín 392, Trujillo, PERÚ.
erodriguez@unitru.edu.pe
Jose Gutierrez Ramos
Allpa Wasi Conservación
Margarita Mora Costilla
Asociación Peruana para la Conservación de la Naturaleza, APECO-Trujillo, PERÚ.



Publicado online: 15-III-2018; publicado impreso: 30-IV-2018.

Resumen

En parques y áreas verdes del distrito de Trujillo, se observan diversas aves de origen silvestre. Antes de su fundación, Trujillo era un bosque de algarrobo, situación que fue cambiando con el devenir de los años. La obtención de leña y carbón como fuente de energía, el cambio de uso del suelo para la agricultura intensiva y el urbanismo desordenado fueron la causa de su destrucción, sin considerar el enfoque de ciudades sostenibles en el tiempo. Con el objetivo de evaluar la presencia de las aves silvestres asociadas con la flora y el ámbito urbano, se realizaron recorridos por treinta parques del distrito de Trujillo y áreas verdes de algunas instituciones públicas. Utilizando el método de muestreo por puntos, en cada área verde, y en función al tamaño, se definieron cinco puntos de observación por parque, en los cuales se permaneció 10 minutos, realizando el registro auditivo y fotográfico de las especies; y de la flora relacionada con la ornitofauna según su forma de vida (hierbas, arbustos, bejucos, trepadoras, apoyantes y árboles). Se registraron un total de 47 especies de aves. Asimismo, 224 especies de plantas utilizadas como ornamentales, incluidas 28 nativas, principalmente hierbas, arbustos y árboles, que de una u otra forma, las aves encuentran las condiciones favorables para alimentación, descanso y anidamiento. La variada flora existente permite la presencia de aves de diferentes comunidades, constituyéndose en un atractivo recreacional para las personas; se sugiere promover la siembra de especies nativas y su conservación.

Palabras clave: aves silvestres, flora urbana, adaptación, Trujillo.

Abstract

In parks and green areas of the district of Trujillo we can watch diverse birds of wild origin. Before its foundation, Trujillo was a carob forest, a situation that changed with the pass of the years. The obtaining of firewood and coal as an energy source, the change of land use for intensive agriculture and disorganized urbanism were the cause of its destruction, without considering the approach of sustainable cities over time. In order to assess the presence of wild birds associated with the flora and the urban environment, we conducted visits through thirty parks in the district of Trujillo and green areas of some public institutions. Using the method of sampling by points, in each green area, and according to the size, five observation points were defined by park, in which we stayed for 10 minutes, making the auditory and photographic record of the species; and of the flora related to the ornithofauna according to their way of life (herbs, shrubs, vines, climbers and trees). A total of 47 bird species were recorded, as well as 224 species of plants used as ornamentals, including 28 native ones, mainly herbs, shrubs and trees, which in one way or another, the birds find favorable conditions for feeding, resting and nesting. The varied existing flora allows the presence of birds from different communities, constituting a recreational attraction for people; we suggest to promote the planting of native species and their conservation.

Keywords: wild birds, urban flora, adaptation, Trujillo.

Citación: Pollack, L.; E. Rodríguez; Y. Paredes; J. Gutiérrez & M. Mora. 2018. Aves silvestres asociadas a la flora urbana del distrito de Trujillo, región La Libertad, Perú, 2016-2017. Arnaldoa 25(1): 241-272. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25114

Introducción

El Perú es uno de los diez países con mayor diversidad de ecosistemas y de especies del planeta. Alberga 84 zonas de vida de las 117 que se reconocen en el mundo, comprendidas en una gran diversidad de climas, geoformas y tipos de vegetación; con más del 85% de aves residentes y 120 de ellas son especies endémicas (MINAM, 2010; Núñez-Zapata *et al.*, 2016).

La transformación de paisajes naturales y el crecimiento de áreas modificadas por

la intervención humana, que sigue en aumento, es una de las principales causas de la pérdida de hábitat y la disminución en la biodiversidad que genera procesos de degradación y fragmentación de hábitats naturales, dando paso a una matriz heterogénea, que si bien puede alojar una alta riqueza de especies, no asegura su mantención a largo plazo; por consiguiente, se conoce poco de la flora y fauna nativa que responden a ambientes intervenidos y cómo interactúan con éstos (Saunders *et al*., 1991; Fuentes, 2010; Garden *et al*., 2010; Flores *et al*, 2013).

Otros factores que aumentan la vulnerabilidad de las especies son, el cambio climático, la sobreexplotación y la introducción de especies exóticas en los ecosistemas (WorldLingo, 2010). Actualmente, existen evidencias de cómo las especies están respondiendo al calentamiento global (Fura, 2010).

Adicionalmente, el desplazamiento de la creciente población humana hacia las ciudades genera un aumento en las edificaciones y otras estructuras urbanas (Fuentes, 2010). Debido a la rápida expansión de las ciudades y a su efecto en la vida silvestre, es necesario estudiar la biodiversidad urbana e incluir el conocimiento ecológico en el planeamiento urbano (Niemelä, 1999; Savard *et al*., 2000). Diversos estudios señalan, que la riqueza de fauna disminuye con la urbanización (Mckinney 2008), aunque, sí podrían aumentar las especies alóctonas y autóctonas generalistas (Garden *et al*., 2010).

Normalmente se observa en las ciudades la presencia de una serie de gradientes de mayor a menor artificialidad partiendo de los núcleos de crecimiento urbanístico. La vegetación, no obstante, puede seguir pautas disruptoras, que encuentran su énfasis en los parques y jardines urbanos, áreas en las que la diversidad biológica aumenta al actuar como polos de atracción de animales (Batllori & Unbe, 1988).

La interacción de la fauna en ambientes urbanos, se relaciona con la presencia de vegetación en mayor o menor presencia, que involucra una ganancia o pérdida de la estructura trófica respecto a los hábitos de los organismos bióticos; señalándose con ello, que la cubierta vegetal en área de parques y jardines sigue un patrón antrópico selectivo que en el caso de las aves es muy variada y selectiva (FIBV, 2013).

En este caso, los estudios biológicos en cualquier taxón determinado y en aves en particular, generalmente son efectuados en áreas silvestres naturales, o poco alteradas por el hombre, con el fin de aislar los resultados del efecto humano. Sin embargo, raramente se realizan observaciones en lugares que soportan gran injerencia modificadora del hombre, como son las ciudades (Pacheco *et al*., 1990; Caula *et al*., 2010) incluidos los parques y jardines urbanos. Aunque los estudios relacionados con las aves y los sistemas urbanos en el país son ausentes y/o escasos. En el caso de la ciudad de Trujillo, a pesar de la drástica expansión demográfica que ha experimentado en las últimas décadas, los estudios publicados sobre aves urbanas son escasos (Pollack *et al*. 2003; Silva *et al*., 2009) y nulos respecto de sus jardines y parques públicos.

En el Plan de Desarrollo Urbano Metropolitano de Trujillo 2012- 2022 se plantea, considerar la expansión urbana de la ciudad en el aspecto urbanístico y por ende demográfico (Plan de Metro, 2003 y Plan de desarrollo territorial). Es por ello, que como centros para la preservación de la vida vegetal, como son los parques y

jardines representan áreas ideales para la conservación de la avifauna, aun cuando encajan dentro de los llamados ambientes intervenidos, modificados o alterados por el hombre. Si bien se conoce que cuando un ambiente natural se modifica para adaptarlo a las necesidades del hombre, se generan cambios dentro de las comunidades aviares locales, generalmente traducido en una disminución de la diversidad, en la que, también se ha demostrado que los ambientes modificados poseen cierto potencial para la conservación de la avifauna (Verea & Solórzano 2005; Verea *et al.*, 2009).

La realización de un análisis de diversidad es una estrategia para reunir información acerca de nuestra extraordinaria riqueza, ya que sin una previa identificación es casi imposible asegurar una conservación de esta, y frenar la acción antrópica sobre esta riqueza (Halffter, 2000).

Por tratarse de un área urbana, ecológicamente poco conocida para nuestro medio, se asume que los jardines presentan una dinámica semejante a la de un ambiente natural, y que la fauna de aves es característica de dicho ambiente (Pacheco *et al.*, 1990).

Se han realizado trabajos relacionados con avifauna en diferentes ciudades y en los Campus de las Universidades, debido a que en ellos existe una amplia extensión de área verde, principalmente con plantas ornamentales y cultivadas en áreas experimentales, encontrando una alta diversidad de especies (Pollack *et al.*, 2003; Takano & Castro, 2007; Guzmán *et al.*, 2012, Olazo & Pollack, 2016).

En tal sentido, el presente estudio tuvo como objetivo dar a conocer la avifauna asociada a la flora registrada en los diferentes parques del distrito de Trujillo, región La Libertad, Perú, durante los años 2016 - 2017.

Material y métodos

El distrito de Trujillo, se caracteriza por contar con más de trecientos parques y jardines (SEGAT, 2012), sembrados con plantas ornamentales, que incluyen frutales y algunas especies nativas. En muchos de los casos los vecinos se han organizado para cuidarlos y apoyar la labor municipal. Se realizó el recorrido de parques y áreas verdes de instituciones públicas en el ámbito del distrito de Trujillo en el 2016 y 2017. Durante este lapso de tiempo se efectuaron diez salidas de campo con periodicidad irregular afín de evaluar 30 parques (Tabla 1).

En cada parque se establecieron cinco puntos de observación con diámetro indeterminado, en cada uno se permanecieron diez minutos realizando un registro auditivo y visual de las aves (Ralph *et al.* 1996; Bibby *et al.* 2000; Schulenberg *et al.*, 2010); así como, de las especies de plantas. La flora involucrada con la ornitofauna, tanto introducidas como nativas, fue según su forma de vida: hierbas, arbustos, bejucos, trepadoras, apoyantes y árboles.

Tabla 1. Parques evaluados del distrito de Trujillo, entre los años 2016 y 2017.

N°	Urbanización	Parque	Georreferenciación
1	Miraflores	Javier Pérez de Cuellar	8°05'48.8"S 79°01'17.0"W
2	Miraflores	Divino Maestro	8°05'50.6"S 79°01'37.5"W
3	Los Granados	Parque Nicolás Copérnico	8°05'39.2"S 79°00'37.9"W
4	Miraflores	Nuestra Señora de la Paz	8°05'59.3"S 79°01'19.9"W
5	Primavera	Parque de la Mujer	8°05'49.3"S 79°02'05.2"W
6	Primavera	Parque de los Músicos	8°05'55.2"S 79°01'57.6"W
7	Primavera	La Virgen	8°05'50.2"S 79°01'51.9"W
8	Primavera	Renzo Bracesco	8°06'00.2"S 79°02'01.8"W
9	Las Quintanas	Avelino Cáceres	8°06'02.0"S 79°01'57.6"W
10	Las Quintanas	Las Gemelas	8°06'00.7"S 79°01'44.5"W
11	Las Quintanas	El Niño	8°06'10.5"S 79°01'48.4"W
12	Mansiche	De la Paz	8°06'11.0"S 79°02'12.1"W
13	Santa Inés	Santa Inés	8°06'03.7"S 79°02'20.6"W
14	San Salvador	Del Periodista	8°06'12.4"S 79°02'26.6"W
15	San Salvador	Comandante Juan Valer	8°06'12.2"S 79°02'30.2"W
16	La Noria	Los Filósofos	8°06'19.1"S 79°00'28.5"W
17	La Noria	El Triángulo	8°06'22.9"S 79°00'28.8"W
18	La Noria	Fernando Belaunde Terry	8°06'19.0"S 79°00'18.6"W
19	La Noria	La Noria	8°06'09.2"S 79°00'34.7"W
20	Santo Dominguito	Wenselao de la Cruz	8°06'27.8"S 79°00'33.4"W
21	Santo Dominguito	Alexander Von Humboldt	8°06'37.8"S 79°00'30.0"W
22	El Bosque	Ecológico de las Ciencias y las Artes	8°06'27.2"S 79°00'18.4"W
23	El Bosque	Matías Maestro	8°06'19.0"S 79°00'19.3"W
24	Palermo	Nueve de Octubre	8°06'36.5"S 79°00'52.2"W
25	Los Pinos	Parque 14	8°07'10.6"S 79°02'34.6"W
26	Los Pinos	Parque 15	8°07'10.1"S 79°02'44.1"W
27	Los Pinos	Parque 16	8°07'04.5"S 79°02'38.6"W
28	San Andrés	Carlos Martínez de Pinillos	8°07'13.4"S 79°02'17.5"W
29	San Andrés	Obispo Charún	8°06'53.6"S 79°02'05.8"W
30	Avenida Juan Pablo II	Ciudad Universitaria. U.N.T.	8°06'49.3"S 79°02'14.5"W

En cada parque se establecieron cinco puntos de observación con diámetro indeterminado, en

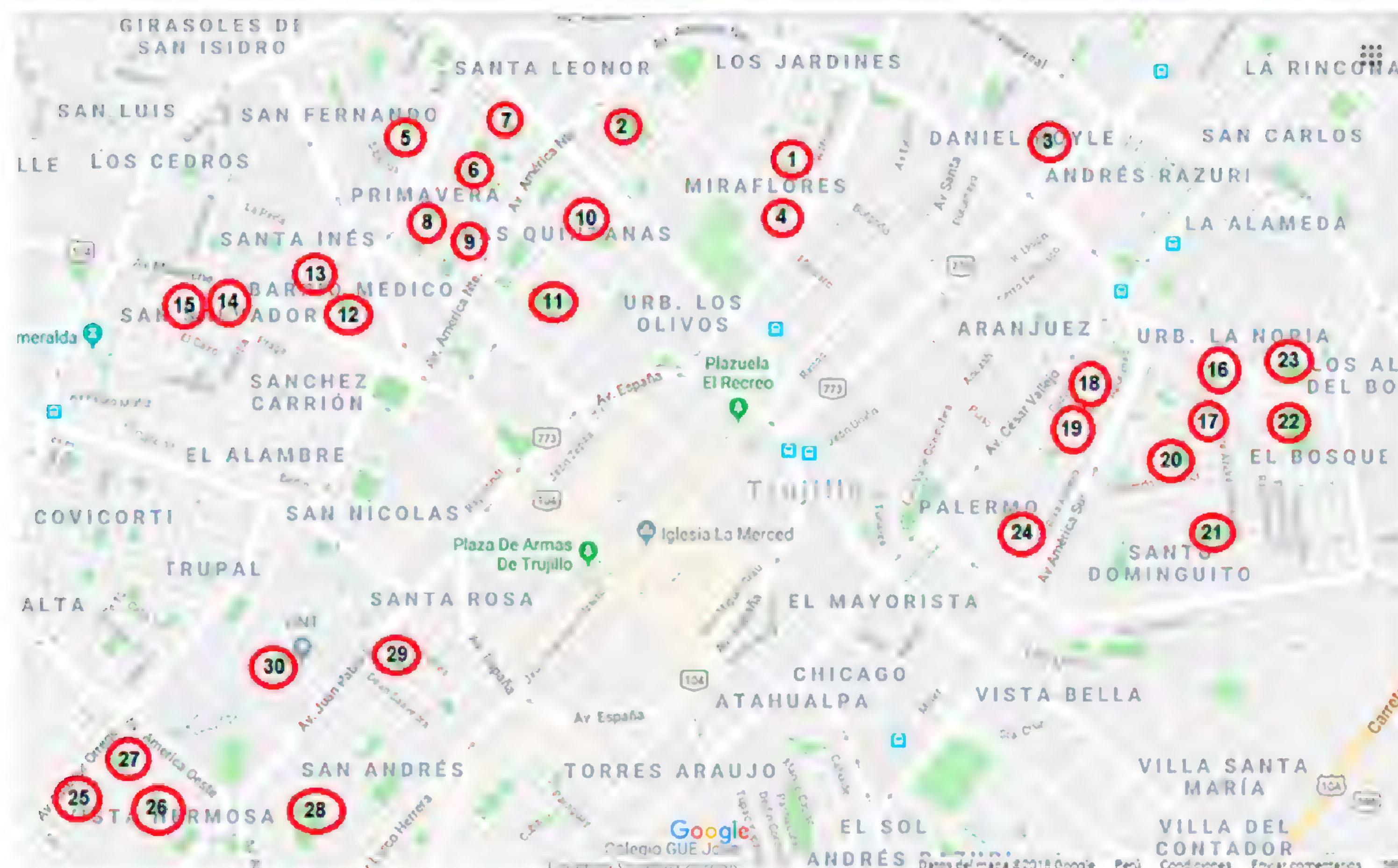


Fig. 1. Mapa de distribución de los parques y jardines del distrito de Trujillo. 2017. Tomado de Google Earth 2018.

Resultados y discusión

Luego del análisis de los datos obtenidos en la presente investigación, se registró un total de 47 especies de aves, distribuidas en 20 familias y 11 Órdenes (Tabla 1, Fig. 2). El Orden Passeriformes tiene el mayor número de especies (26).

Coragyps atratus es una especie que generalmente se encuentra sobrevolando los parques y lugares alejados en donde se acumulan residuos orgánicos.

Buteo platypterus es una especie migratoria boreal que la observamos en la ciudad entre los meses de octubre a febrero, sobrevolando entre los "algarrobos" de la ciudad universitaria de la Universidad Nacional de Trujillo.

Parabuteo unicinctus, especie muy rara, se la observó sobrevolando los parques de la urbanización San Andrés.

Geranoaetus polyosoma, especie muy rara, se la observó sobrevolando en el Jardín Botánico de y posado en un árbol de algarrobo de la ciudad universitaria de la Universidad Nacional de Trujillo.

Falco sparverius se ha adaptado muy bien a los ambientes urbanos, por ejemplo la encontramos en la ciudad universitaria de la Universidad Nacional de Trujillo, ocupando estructuras abandonadas, ventiladores, huecos en paredes y árboles de "algarrobo", "eucalipto", en "tulipán africano"; se alimenta de aves pequeñas y lagartijas.

Burhinus superciliaris es una especie que ha llegado en años recientes y ocupa los lugares abandonados donde predominan arbustos, se los puede observar en el día, pero su mayor actividad es en las tardes y en la noche, momento en que se las puede identificar por su vocalización característica.

Columba livia, es la paloma doméstica, que la encontramos en la mayoría de los

parques, lo particular de esta especie es que viene siendo criada en algunas casas, pero también ocupan casonas abandonadas constituyéndose en un problema para los monumentos históricos.

Columbina cruziana, es abundante y frecuente en los parques, generalmente se encuentran alimentándose de semillas en el suelo, pero también se las observa en árboles de "ponciana", "eucalipto" y "algarrobo" donde construyen sus nidos.

Zenaida meloda, es una especie de regular tamaño y abundante en los parques, se alimenta de semillas que encuentra en el suelo y construye sus nidos en árboles de "eucalipto", "ponciana" y "algarrobo", así como también en estructuras como bordes de ventanas y postes de alumbrado público.

Zenaida auriculata, es una especie que ha llegado recién en el año 2017 a los parques de la ciudad universitaria de la Universidad Nacional de Trujillo, se la observa entre arbustos de zonas abandonadas y en árboles de "ponciana" en donde construye sus nidos.

Brotogeris versicolurus, es una especie introducida en la zona porque corresponde a otro tipo de hábitats, sin embargo se ha adaptado y la observamos desplazándose entre las ramas y alimentándose de los frutos de "ceiba".

Forpus coelestis, es una especie endémica de la región Tumbesina y común en los bosques de "algarrobo", la observamos en grupos de cinco a diez individuos entre los "algarrobos" y arbustos que producen una gran cantidad de semillas.

Psittacara wagleri, es una especie de los valles interandinos que ha logrado adaptarse al ambiente urbano haciendo uso de los frutos de "maíz", "pacae", "guayaba", "níspero", "algarroba" y "ficus". Se desplaza en grupos de más de 20 individuos por la mayoría de los parques.

Psittacara erythrogenys, se observan pocos individuos principalmente se la observa en el Jardín Botánico y la Universidad Nacional de Trujillo, alimentándose de frutos de "maíz", "huaba" o "pacae", "guayaba", "níspero", "algarrobo" y "ficus".

Psittacara leucophthalma, se han observado muy pocos individuos en la ciudad universitaria de la Universidad Nacional de Trujillo y se alimenta de frutos de "maíz", "pacae", "guayaba", "níspero", "algarrobo" y "cinamomo".

Crotophaga sulcirostris, es una especie que generalmente se encuentra en comunidades de bosque y cerca de humedales, sin embargo se ha adaptado a los jardines y la encontramos alimentándose de larvas e insectos adultos de los diferentes cultivos y arbustos, de preferencia cuando los trabajadores de los jardines realizan la poda o el riego por inundación.

Athene cunicularia, es una especie que generalmente se la reconoce como de hábitos vespertinos y nocturnos, sin embargo, la podemos encontrar durante el día en lugares abandonados y estructuras de ladrillo, alimentándose de insectos, pequeños roedores y aves pequeñas.

Glaucidium peruanum, es una especie que en los últimos dos años se observa en la ciudad universitaria de la Universidad Nacional de Trujillo, habitando en "morera", "algarrobo" y "eucalipto", se alimenta de aves pequeñas, insectos y lagartijas.

Chordeiles acutipennis, es una especie vespertina y nocturna que se observa con dificultad, se alimenta de insectos que los captura en pleno vuelo.

Myrtis fanny, es una especie poco común

que se alimenta de néctar de las flores de "algarrobo".

Amazilia amazilia, es una especie abundante en los jardines y se alimenta de néctar de flores nativas y exóticas y de pequeños insectos y arácnidos.

Troglodytes aedon, es una especie muy activa que se la localiza en los cercos vivos de "espino", "algarrobo" y "morera", se alimenta de insectos.

Campylorhynchus fasciatus, es una especie propia de los bosques de algarrobo, sin embargo se ha adaptado muy bien a los jardines, construye sus nidos entre "algarrobo", "acacia" y "euforbia", lo hace utilizando ramas y restos de tela, papel y otros objetos, emiten vocalizaciones llamativas cuando se encuentran en estado de alerta, son gregarios.

Camptostoma obsoletum, es una especie propia de los bosques de "algarrobo", tiene un canto melodioso, se alimenta de insectos que encuentra en los árboles de frutales. Se caracteriza por que tiene las plumas de la corona levantadas.

Anairetes reguloides, es una especie propia de bosques de "algarrobo", su registro ha sido reciente y se la observa buscando alimento entre las ramas de "algarrobo", "acacia" y "ponciana". Se caracteriza por tener las plumas de la corona eréctiles y su plumaje es jaspeado negro con blanco.

Pseudelaenia leucospodia, es una especie poco común y escasamente visible, habita entre los "algarrobos" y "espino", se le ve muy activa buscando larvas de insectos como su alimento preferido. Se caracteriza por que en las plumas de la corona, las centrales son de color blanco.

Pyrocephalus rubinus, es una especie común en los parques, también es propia de bosques de "algarrobo", se le ve muy activa alimentándose de insectos en vuelo. Percha en diferentes tipos de arbustos y árboles. Construye sus nidos en árboles de "algarrobo" con diferentes especies vegetales secas. El macho tiene colores muy llamativos rojo y negro, mientras que la hembra es un rosado tenue.

Myiodynastes bairdii, es una especie poco común y propia de los bosques de "algarrobo", se la observa en la copa de los árboles, incluso utiliza los cables de luz como pecha para lanzarse a capturar insectos, que son su alimento preferido.

Tyrannus melancholicus, es una especie propia de bosques de "algarrobo", se ha adaptado a los parques y jardines y se la ve muy activa capturando insectos en pleno vuelo, tiene un canto característico que permite identificarlo fácilmente.

Pygochelidon cyanoleuca, son especies muy activas durante el día y la tarde, vuelan constantemente para capturar a sus presas preferidas que son los insectos. En algunos casos se posan en el suelo, pero la mayoría de las veces lo hacen sobre los cables de luz.

Mimus longicaudatus, es la especie más común y que se ha adaptado al ambiente urbano, no solo se alimenta de frutos (carnosos y secos) y semillas, sino también de los desechos que caen al suelo como galletas, dulces, maní, arroz, incluso ingresan a los cafetines para alimentarse de los restos que quedan en las mesas. Tiene un canto melodioso y es capaz de imitar otros cantos.

Thraupis episcopus, es una especie introducida, pero que ha logrado adaptarse, se alimenta de frutos principalmente de morera, ficus, guayaba, guanábana. Tiene un color celeste muy llamativo.

Conirostrum cinereum, es poco común y

se la observa en plantas cuyas flores tienen abundante néctar.

Poospiza hispaniolensis, es considerada como rara en el ámbito urbano, se la ha observado únicamente en algunos jardines de la Ciudad Universitaria de la Universidad Nacional de Trujillo.

Sicalis flaveola, es propia de bosques de algarrobo y se ha adaptado al ámbito urbano, se la observa en los árboles de "ponciana" *y en las gramíneas.*

Sporophila peruviana, especie abundante, se alimenta de semillas, frecuenta plantas gramíneas, y arbustivas que producen abundante semilla.

Sporophila telasco, especie medianamente abundante, se alimenta de semillas, frecuenta plantas gramíneas, y arbustivas que producen abundante semilla.

Sporophila simplex, especie poco común, se alimenta de semillas, se la observa posada en la grama y entre plantas arbustivas.

Rhodospingus cruentus, es una especie rara, que se ha observado únicamente en algunos jardines de la Ciudad Universitaria de la Universidad Nacional de Trujillo, en plantas de "ponciana" consigue su alimento, preferentemente insectos.

Coereba flaveola, es una especie común, se alimenta de néctar y se la observa en varios tipos de plantas, "eucalipto", "algarrobo", en una ocasión se la observó alimentándose de pulgones.

Zonotrichia capensis, es común y se observa en todos los parques, se ha adaptado al ambiente urbano. Consigue su alimento que está disponible en la "grama", "algarrobo", "ponciana".

Piranga flava, es poco común y se considera como introducida, se alimenta principalmente de frutos, se la observa en la "morera", "molle", "algarrobo", "datilera".

Icterus graceannae, es una especie propia de bosque de "algarrobo", Se la ha observado en los parques de la ciudad universitaria y el Jardín Botánico.

Dives warszewiczi, es común y se la ha observado en todos los parques, se ha adatado muy bien al ambiente urbano, consigue su alimento en plantas de "algarrobo", "acacia", "eucalipto", y otras plantas frutales.

Molothrus bonariensis, es una especie gregaria, se la observa en todos los parques, principalmente está caminando sobre la grama en busca de alimento, pero también está en arbustos y plantas ornamentales.

Sporagra magellanica, es común y gregaria, se la observa en plantas de "algarrobo", "acacia", "ficus" y flora invasora.

Passer domesticus, especie común en los ambientes urbanos, de preferencia las observamos en cerco vivo y en instalaciones urbanas, en donde construyen sus nidos.

Flora urbana asociada con las aves:

En el transcurrir del tiempo el hombre ha sabido conservar y mantener ciertas comunidades vegetales de bosque seco (e.g.: "algarrobales"), cultivos agrícolas de especies nativas de sus antecesores e introducir otras que son utilizadas en su alimentación o como ornamentales. En el caso del valle de Santa Catalina los antiguos peruanos (Moche y Chimú) fueron grandes agricultores y entendieron que las plantas eran la base de la vida, cultivándolas, utilizándolas en su vida cotidiana y representándolas en su cerámica (Rostworowski, 1981; Fernández & Rodríguez, 2007; Rodríguez *et al.*, 2015). En este mismo valle, Trujillo metrópoli

Tabla 1. Lista de especies de aves registradas en los parques del distrito de Trujillo. 2016-2017.

Orden / Familia	Especie	Nombre común
CATHARTIFORMES / Cathartidae	*Coragyps atratus* Linnaeus, 1758	Gallinazo cabeza negra
ACCIPITRIFORMES / Accipitridae	*Buteo platypterus* (Vieillot, 1823)	Águila ala ancha
	Parabuteo unicinctus (Temminck, 1824)	Gavilán mixto
	Geranoaetus polyosoma (Quoy & Gaimard, 1824)	Aguilucho variable
FALCONIFORMES / Falconidae	*Falco sparverius* Linnaeus, 1758	Cernícalo
CHARADRIIFORMES / Burhinidae	*Burhinus superciliaris* (von Tschudi, 1843)	Huerequeque
COLUMBIFORMES / Columbidae	*Columbina cruziana* (Prévost, 1842)	Tortolita
	Zenaida meloda (von Tschudi, 1843)	Cuculí
	Zenaida auriculata (Des Murs, 1847)	Cucula orejuda
	Columba livia Gmelin, 1789	Paloma común
PSITTACIFORMES / Psittacidae	*Brotogeris versicolurus* (Estacio Muller, 1776)	Loro ala amarilla
	Forpus coelestis (Lesson, 1847)	Periquito esmeralda
	Psittacara wagleri (Gray, GR, 1845)	Loro cabeza roja
	Psittacara erythrogenys (Lesson, 1844)	Loro frente roja
	Psittacara leucophthalmus (Estacio Muller, 1776)	Loro ojiblanco
CUCULIFORMES / Cuculidae	*Crotophaga sulcirostris* Swainson, 1827	Chucluy
STRIGIFORMES / Strigidae	*Athene cunicularia* (Molina, 1782)	Lechuza de los arenales
	Glaucidium peruanum König, 1991	Lechucita peruana
CAPRIMULGIFORMES / Caprimulgidae	*Chordeiles acutipennis* (Hermann, 1783)	Chotacabras
APODIFORMES / Trochilidae	*Myrtis fanny* (Lesson, 1838)	Estrellita de collar púrpura
	Amazilia amazilia (Lesson, 1827)	Colibrí del pacae
PASSERIFORMES / Troglodytidae	*Troglodytes aedon* (Vieillot, 1809)	Turriche
	Campylorhynchus fasciatus (Swainson, 1837)	Choqueco
Tyrannidae	*Camptostoma obsoletum* (Temminck, 1824)	Mosquerito silvador
	Anairetes reguloides (D'Orbigny & Lafresnaye, 1837)	Torito cresta blanca
	Pseudelaenia leucospodia (Taczanowski, 1877)	Mosquerito gris y blanco
	Pyrocephalus rubinus (Boddaert, 1783)	Turtupilín
	Myiodynastes bairdii (Gambel, 1847)	Mosquero de Baird
	Tyrannus melancholicus (Vieillot, 1819)	Tirano tropical
Hirundinidae	*Pygochelidon cyanoleuca* (Vieillot, 1817)	Santarosita
Mimidae	*Mimus longicaudatus* Tschudi, 1844	Chisco

Thraupidae	*Thraupis episcopus* (Linnaeus, 1766)	Violinista
	Conirostrum cinereum Lafresnaye y d'Orbigny, 1838	Mielero gris
	Poospiza hispaniolensis Bonaparte de 1851	Dominiquí
	Sicalis flaveola (Linnaeus, 1766)	Chirigue azafranado
	Sporophila peruviana (Lesson, 1842)	Espiguero pico grueso
	Sporophila telasco (Lesson, 1828)	Semillero garganta castaña
	Sporophila simplex (Taczanowski, 1874)	Espiguero simple
	Rhodospingus cruentus (Lesson, 1844)	Frigilo carmesí
	Coereba flaveola (Linnaeus, 1758)	Mielerito
Emberizidae	*Zonotrichia capensis* (Müller, 1776)	Gorrión peruano
Cardinalidae	*Piranga flava* (Vieillot, 1822)	Piranga
Icteridae	*Icterus graceannae* Cassin de 1867	Chiroque
	Dives warszewiczi (Cabanis, 1861)	Tordo fino
	Molothrus bonariensis (Gmelin, 1789)	Tordo parásito
Fringillidae	*Sporagra magellanica* Vieillot, 1805	Jilguero
Passeridae	*Passer domesticus* (Linnaeus, 1758)	Gorrión europeo

fue fundada durante la colonia en un área conformada mayormente por "algarrobales" (*Prosopis pallida*). Referido a esta especie, Rostworowski (1981) menciona que el antiguo peruano empleó su madera, por ser dura e incorruptible, en la construcción de sus viviendas, tumbas y santuarios; cuyas representaciones de estas edificaciones en la cima de las pirámides truncas se encuentran en la cerámica mochica; por su parte, Horkheimer (2004) indica que su completa destrucción de los bosques ocurrida durante la colonia debió haber traído consigo un considerable empeoramiento de las condiciones agrícolas en los terrenos adyacentes debido a ser un controlador de dunas, además de la pérdida de los hábitats de los venados, representados como bosques de "algarrobos" en los ceramios mochicas; al respecto Rostworowski (1981) precisaba que además de hábitat también las vainas (frutos) les servían de alimento, cuyas representaciones se encuentran en la cerámica mochica, en donde se observan escenas de venados costeños comiendo lo frutos del "algarrobo", mientras otras representaciones reproducen cacerías ceremoniales de venados, realizadas por señores lujosamente ataviados con cascos y nuqueras. El "algarrobo" presenta múltiples utilidades, su madera en carpintería y construcción (vigas de casas, durmientes en los ferrocarriles, parantes en los socavones mineros), como leña, carbón vegetal; sus frutos para alimento de ganado y para fabricación de la algarrobina de consumo humano; como planta medicinal, apícola y fijadora de dunas (Rodríguez *et al.*, 1996; Fernández & Rodríguez, 2006).

Posteriormente en los alrededores de la ciudad de Trujillo se acondicionaron chacras de cultivo agrícola (e.g.: *Ananas comosus* "piña"), para finalmente expandirse la frontera urbana y reemplazar estas tierras de cultivo con lo que actualmente se denominan las urbanizaciones, dejando ciertos parches de áreas verdes con plantas nativas, constituidas principalmente por "algarrobo" y "espinos" (*Acacia macracantha*); finalmente estos lugares es lo que hoy conforman los parques, jardines públicos y privados, plazas, plazuelas, y avenidas, en donde se puede observar que la flora nativa ha sido sustituida por flora foránea o introducida con buena adaptación y en ciertos lugares se ha tratado de reforestar con especies originarias. Entonces, en las aéreas verdes del distrito metropolitano de Trujillo existe flora nativa y flora introducida (Tabla 1, Rodríguez & Alvitez, 2002). La flora en general en los jardines presentan una dinámica similar a la de un ambiente natural, consecuentemente alberga una fauna diversa con énfasis en la ornitofauna que a su vez sirve de refugio, hábitat, alimento (néctar obtenido de diversas flores como *Brugmansia arborea* "floripondio", *Inga feuilleei* "guaba", *Lantana* spp., Cactaceae); semillas de Arecaceae (e.g.: *Mimus longicaudatus* dispersando a las especies de *Washingtonia*), frutos carnosos (e.g.: *Annona muricata* "guanábana", *Casimiroa edulis* "charalina", *Eriobotrya japonica* "níspero", *Psdium guajava* "guayaba"); insectos, larvas, entre otros, que viven sobre los troncos, corteza, ritidoma u hojas), reproducción (nidificación en lugares escondidos ya sea matarroles como *Codiaeum variegatum* "crotón" o árboles a gran altura como *Annona muricata* "guanábana", *Eucalyptus* spp., *Persea americana* "palta", *Spathodea campanulata* "tulipán africano", entre otros, nidos construidos de Poaceae secas o de ramas secas diversas, como *Delonix regia* "ponciana" que transportan en el pico), avistamiento desde grandes alturas a sus presas (e.g.: aves rapaces desde *Acacia macracantha*, *Araucaria excelsa*, *Ceiba speciosa*, *Eucalyptus camaldulensis*, *Tipuana tipu*) o simplemente para posarse que son la mayoría de flora arbórea (ver Tabla 1). Se debe destacar la especificidad de algunas aves, tales como el "choqueco" por el "algarrobo" o "espino" en este caso, esta ave típica de bosque seco, prefiere al vegetal de donde procede tanto como hábitat, refugio, alimento y nidificación. Otro caso, es el "mielerito" que utiliza en su alimentación cotidiana el néctar de las flores y de los nectarios extraflorales de la especie nativa *Inga feuilleii* "huaba"; así como, los picaflores de la mayoría de flores tubulares [e.g.: *Tecoma* spp., *Lantana* (*L. camara*, *L. scabiosiflora*), *Plectranthus scutellarioides*, *Plumbago auriculata*, *Pyrostegia venusta*, *Salvia splendens* otras Lamiaceae y Acanthaceae]. Por otro lado, también es importante la flora invasora de las áreas verdes constituida por las plantas ornamentales, generalmente herbácea, sirven a las aves como alimento por la gran cantidad de frutos y semillas, así como sus partes cuando están secas para confeccionar sus nidos (e.g.: *Amaranthus viridis* L. "yuyo" (Amaranthaceae), *Bidens pilosa* L. "cadillo", "amor seco), *Spilanthes leiocarpa* DC. "turre macho", *Sonchus oleraceus* L. "cerraja" (Asteraceae), *Euphorbia hypericifolia* L. "lecherita" (Euphorbiaceae), *Malvastrum coromandelianum* (L.) Garcke "angosacha" (Malvaceae), *Boerhavia erecta* L. "pega pega" (Nyctaginaceae), *Cynodon dactylon* (L.) Pers. "grama dulce", *Eleusine indica* (L.) Gaertn. "pata de gallina" (Poaceae), *Phyla nodiflora* (L.) Greene "turre hembra" (Verbenaceae), *Tribulus terrestris* L. "cachito" (Zygophyllaceae), entre otras (ver Figura 9A).

En muchos casos, existe una gran plasticidad adaptativa de las aves tanto desde el punto de vista de su comunicación acústica por lo ruidoso de la ciudad hasta sus cambios alimentarios notorio en la dispersión de semillas y de la forma habitual de nidificación y elementos utilizados en la construcción de los nidos.

En el presente estudio se da a conocer una aproximación de la flora ornamental registrada en el distrito metropolitano de Trujillo, cuyos antecedentes similares son escasos (Moya, 1974; Mejía *et al.*, 1997), y que de algún modo se encuentra asociada a la ornitofauna urbana. Se totaliza 224 especies, de las cuales 28 son especies nativas del Perú (Tabla 2).

Conclusiones

Se ha registrado una diversidad de especies de aves que provienen principalmente de las comunidades de algarrobales, monte ribereño y algunas especies introducidas de valles interandinos y de Amazonía.

La presencia de una alta diversidad de flora urbana, compuesta principalmente por especies ornamentales, seguida de las plantas nativas (entre arbustos y frutales), condiciona un ambiente propicio para el asentamiento de las aves, ya que encuentran las condiciones para alimentación, descanso y anidamiento.

Se ha registrado una especie migratoria el "águila de ala ancha" *Buteo platypterus*, que llega desde noviembre hasta febrero, y se la observa sobrevolando en la mayoría de los parques, en busca de alimento, que son principalmente las especies de la familia Columbidae.

La conservación de áreas verdes con la predominancia de plantas nativas, contribuirá a la preservación de la diversidad de especies de aves y a la concientización de las personas de la comunidad en la conservación y la valoración de la fauna silvestre, en la medida que puede ser utilizada por los Centros Educativos para la enseñanza e incluso el avistamiento de aves para personas de la tercera edad en programas terapéuticos y de recreación.

En el concepto de ciudades sostenibles, contribuye considerablemente la conservación de las áreas verdes, parques y jardines, a fin de brindar un ambiente saludable para las personas.

Contribución de los Autores

L. P.: Redacción del texto, metodología de evaluación, ejecución del trabajo de campo, determinación taxonómica de las aves, registro fotográfico; revisión y aprobación del texto final. E. R.: Redacción del texto, metodología de evaluación, ejecución del trabajo de campo, determinación taxonómica de la flora, registro fotográfico; revisión y aprobación del texto final. Y. P.: Ejecución del trabajo de campo, georreferenciación, registro fotográfico; revisión y aprobación del texto final. J. G.: Ejecución del trabajo de campo, trabajo de gabinete; revisión y aprobación del texto final. M. M.: Ejecución del trabajo de campo, registro fotográfico; revisión y aprobación del texto final.

Conflicto de intereses

Los autores declaran no tener conflicto de intereses.

Tabla 2. Flora ornamental nativa* e introducida común asociada a la ornitofauna presente en el distrito de Trujillo, 2016-2017.

FAMILIA	NOMBRE CIENTIFICO	NOMBRE VULGAR	FORMA DE VIDA
ACANTHACEAE	***Acanthus mollis* L.**	"acanto"	Hierba
ACANTHACEAE	***Fittonia albivenis* (Lindl. ex Veitch) Brummitt**		Hierba
ACANTHACEAE	***Hypoestes phyllostachya* Baker**		Hierba
ACANTHACEAE	***Hypoestes sanguinolenta* (Van Houtte) Hook. f.**		Hierba
ACANTHACEAE	***Odontonema strictum* (Nees) Kuntze**		Bejuco/Apoyante
ACANTHACEAE	***Pachystachys lutea* Nees**		Arbusto
ACANTHACEAE	***Pyrostegia venusta* (Ker Gawl.) Miers**	"lluvia de oro"	Bejuco/Apoyante
ACANTHACEAE	***Ruellia* cf. *tuberosa* L.**		Hierba
ACANTHACEAE	***Sanchezia nobilis* Hook. f.**		Hierba
ADOXACEAE	***Sambucus canadensis* L.**	"sauco"	Arbusto
AIZOACEAE	***Carpobrotus acinaciformis* (L.) L. Bolus**		Hierba
AIZOACEAE	***Carpobrotus edulis* (L.) N. E. Br.**		Hierba
AMARANTHACEAE	***Alternanthera dentata* (Moench) Stuchlik ex R. E. Fr.**	"moradilla"	Hierba
AMARANTHACEAE	***Gomphrena globosa* L.**		Hierba
AMARANTHACEAE	***Celosia cristata* L.**	"cresta de gallo"	Hierba
AMARANTHACEAE	***Iresine herbstii* Hook.**	"molleja"	Hierba
AMARANTHACEAE	***Iresine lindenii* Van Houtte**	"molleja"	Hierba
AMARYLLIDACEAE	***Allium neapolitanum* Cirillo**		Hierba
AMARYLLIDACEAE	***Crinum* × *powellii* hort. ex Baker**		Hierba
AMARYLLIDACEAE	***Hymenocallis speciosa* (Salisb.) Salisb.**		Hierba
AMARYLLIDACEAE	***Nothoscordum gracile* (Aiton) Stearn**		Hierba

ANACARDIACEAE	*Mangifera indica* L.	“mango”	Árbol
ANACARDIACEAE	**Schinus molle* L.	“molle”	Árbol
ANACARDIACEAE	*Schinus terebinthifolia* Raddi	“molle hawaiano”	Árbol
ANNONACEAE	**Annona cherimola* Mill.	“chirimoya”	Árbol
ANNONACEAE	**Annona muricata* L.	“guanábana”	Árbol
APOCYNACEAE	*Allamanda cathartica* L.	“copa de oro”	Bejuco/Apoyante
APOCYNACEAE	*Catharanthus roseus* (L.) G. Don	“chavelita”	Hierba
APOCYNACEAE	*Gomphocarpus physocarpus* E. Mey.	“planta balón”	Hierba
APOCYNACEAE	*Nerium oleander* L.	“laurel rosa”	Arbusto
APOCYNACEAE	*Plumeria rubra* L.	“coracucho”	Árbol
ARACEAE	*Aglaonema commutatum* Schott		Hierba
ARACEAE	*Dieffenbachia seguine* (Jacq.) Schott		Hierba
ARACEAE	*Monstera deliciosa* Liebm.	“costilla de Adán”	Hierba
ARACEAE	*Zantedeschia aethiopica* (L.) Spreng.	“cartucho”	Hierba
ARALIACEAE	*Polyscias guilfoylei* (W. Bull) L. H. Bailey		Arbusto
ARALIACEAE	*Schefflera actinophylla* (Endl.) Harms	“cheflera”	Árbol
ARALIACEAE	*Schefflera arboricola* (Hayata) Merr.	“chiflera arborea”, “chiflera variegada”	Arbusto
ARAUCARIACEAE	*Araucaria angustifolia* (Bertol.) Kuntze	“araucaria”	Árbol
ARAUCARIACEAE	*Araucaria columnaris* (G. Forst.) Hook.	“araucaria”	Árbol
ARECACEAE	*Chrysalidocarpus lutescens* H. Wendl.	“areca”	Árbol
ARECACEAE	*Phoenix canariensis* Wildpret	“datilera”	Árbol
ARECACEAE	*Phoenix dactylifera* L.		Árbol
ARECACEAE	*Roystonea regia* (Kunth) O. F. Cook	“palmera real”	Árbol
ARECACEAE	*Washingtonia filifera* (Linden ex André) H. Wendl. ex de Bary	“palmera abanico”	Árbol
ARECACEAE	*Washingtonia robusta* H. Wendl.	“palmera abanico”	Árbol

ASPARAGACEAE	***Agave americana* L.**	"agave", "penca"	Hierba
ASPARAGACEAE	***Agave attenuata* Salm-Dyck**		Hierba
ASPARAGACEAE	***Agave decipiens* Baker**	"agave espinoso"	Hierba
ASPARAGACEAE	***Agave univittata* Haw.**	"agave quadricolor", "agave variegado"	Hierba
ASPARAGACEAE	***Agave vivipara* L.**	"agave"	Hierba
ASPARAGACEAE	***Asparagus densiflorus* (Kunth) Jessop**	"espárrago"	Hierba
ASPARAGACEAE	***Cordyline fruticosa* (L.) A. Chev.**		Arbustiva
ASPARAGACEAE	***Dracaena fragrans* (L.) Ker Gawl.**	"palo de la suerte"	Arbustiva
ASPARAGACEAE	***Furcraea selloa* K. Koch**	"falso agave"	Hierba
ASPARAGACEAE	***Sansevieria trifasciata* Prain**	"lengua de suegra"	Hierba
ASPARAGACEAE	***Yucca gloriosa* L.**	"yuca"	Hierba
ASPARAGACEAE	***Polianthes tuberosa* L.**	"nardo"	Hierba
ASTERACEAE	***Calendula officinalis* L.**	"caléndula"	Hierba
ASTERACEAE	***Chamaemelum nobile* (L.) All.**	"manzanillón"	Hierba
ASTERACEAE	***Cosmos bipinnatus* Cav.**		Hierba
ASTERACEAE	***Cosmos sulphureus* Cav.**		Hierba
ASTERACEAE	***Gazania rigens* (L.) Gaertn.**		Hierba
ASTERACEAE	***Gaillardia pulchella* Foug.**		Hierba
ASTERACEAE	***Helianthus annuus* L.**	"girasol"	Hierba
ASTERACEAE	***Jacobaea maritima* (L.) Pelser & Meijden**	"senecio"	Hierba
ASTERACEAE	***Leucanthemum vulgare* (Vaill.) Lam.**	"margarita"	Hierba
ASTERACEAE	***Santolina chamaecyparissus* L.**	"santolina"	Hierba
ASTERACEAE	***Sphagneticola trilobata* (L.) Pruski**		Hierba
ASTERACEAE	***Tagetes erecta* L.**	"terciopelo", "flor de muerto"	Hierba

ASTERACEAE	***Tanacetum parthenium* (L.) Sch. Bip.**	"crisantemo"	Hierba
ASTERACEAE	***Verbesina encelioides* (Cav.) Benth. & Hook. f. ex A. Gray**		Hierba
BALSAMINACEAE	***Impatiens walleriana* Hook. f.**		Hierba
BEGONIACEAE	***Begonia octopetala* L'Hér.**	"begonia"	Hierba
BIGNONIACEAE	***Jacaranda acutifolia* Bonpl.**	"yaravisco"	Árbol
BIGNONIACEAE	***Jacaranda mimosifolia* D. Don**	"jacarandá"	Árbol
BIGNONIACEAE	***Podranea ricasoliana* (Tanfani) Sprague**		Bejuco/Apoyante
BIGNONIACEAE	***Spathodea campanulata* P. Beauv.**	"tulipán africano"	Árbol
BIGNONIACEAE	***Tecoma capensis* (Thunb.) Lindl.**		Arbusto
BIGNONIACEAE	***Tecoma fulva* (Cav.) G. Don**		Arbusto
BIGNONIACEAE	****Tecoma stans* (L.) Juss. ex Kunth**	"tecoma", "huaranguay"	Árbol
BORAGINACEAE	****Cordia lutea* Lam.**	"overal"	Arbusto
BRASSICACEAE	***Lobularia maritima* (L.) Desv.**	"lágrimas de la virgen"	Hierba
BRASSICACEAE	***Matthiola incana* (L.) W. T. Aiton**	"alheli"	Hierba
CACTACEAE	***Cereus repandus* (L.) Mill.**		Arbusto
CACTACEAE	***Consolea rubescens* (Salm-Dyck ex DC.) Lem.**	"cactus", "cactus tuna"	Arbusto
CACTACEAE	***Echinopsis pachanoi* (Britton & Rose) Friedrich & G. D. Rowley**	"San pedro"	Arbusto
CACTACEAE	****Opuntia ficus-indica* (L.) Mill.**	"tuna"	Arbusto
CANNACEAE	****Canna indica* L.**	"achira"	Hierba
CAPRIFOLIACEAE	***Lonicera japonica* Thunb.**	"madreselva"	Arbusto
CARICACEAE	***Carica papaya* L.**	"papaya"	Hierba
CARYOPHYLLACEAE	***Aptenia cordifolia* (L. f.) Schwantes**		Hierba
CARYOPHYLLACEAE	***Dianthus caryophyllus* L.**	"clavel"	Hierba
CARYOPHYLLACEAE	***Gypsophila paniculata* L.**	"lluvia"	Hierba
CASUARINACEAE	***Casuarina equisetifolia* L.**	"casuarina"	Árbol

CLUSIACEAE	***Mammea americana* L.**	"mamey"	Árbol
COMBRETACEAE	***Terminalia catappa* L.**	"almendro", "castaño"	Árbol
COMMELINACEAE	***Tradescantia pallida* (Rose) D.R. Hunt**		Hierba
COMMELINACEAE	***Tradescantia spathacea* Sw.**		Hierba
COMMELINACEAE	***Tradescantia zebrina* Bosse**	"hiedra"	Hierba
CONVOLVULACEAE	***Ipomoea cairica* (L.) Sweet**		Bejuco/Apoyante
CONVOLVULACEAE	***Ipomoea carnea* Jacq.**	"borrachera"	Arbusto
CONVOLVULACEAE	***Ipomoea purpurea* (L.) Roth**	"campanilla"	Bejuco/Apoyante
CRASSULACEAE	***Bryophyllum delagoense* (Eckl. & Zeyh.) Druce**		Hierba
CRASSULACEAE	***Bryophyllum pinnatum* (Lam.) Oken**	"hoja del aire"	Hierba
CRASSULACEAE	***Kalanchoe blossfeldiana* Poelln.**		Hierba
CUPRESSACEAE	***Cupressus macrocarpa* Hartw. ex Gordon**	"ciprés"	Árbol
CUPRESSACEAE	***Thuja orientalis* L.**	"tuja"	Árbol
CYCADACEAE	***Cycas revoluta* Thunb.**		Árbol
CYPERACEAE	***Cyperus alternifolius* L.**	"sombrilla"	Hierba
DAVALLIACEAE	***Nephrolepis cordifolia* (L.) C. Presl**	"helecho serrucho"	Hierba
EUPHORBIACEAE	***Acalypha hispida* Burm. f.**		Arbusto
EUPHORBIACEAE	***Acalypha integrifolia* subsp. *marginata* (Poir.) Coode**		Arbusto
EUPHORBIACEAE	***Acalypha wilkesiana* Müll. Arg.**		Arbusto
EUPHORBIACEAE	***Codiaeum variegatum* (L.) Rumph. ex A.Juss.**	"croton"	Arbusto
EUPHORBIACEAE	***Euphorbia candelabrum* Tremaut ex Kotschy**	"euforbia"	Arbusto
EUPHORBIACEAE	***Euphorbia cotinifolia* L.**	"lechero rojo"	Arbusto
EUPHORBIACEAE	***Euphorbia lactea* Haw.**	"euforbia"	Arbusto
EUPHORBIACEAE	***Euphorbia milii* Des Moul.**	"corona de cristo"	Arbusto
EUPHORBIACEAE	***Euphorbia pulcherrima* Willd. ex Klotzsch**	"cardenal", "euforbia"	Arbusto

EUPHORBIACEAE	***Euphorbia tirucalli* L.**	“euforbia”	Arbusto
EUPHORBIACEAE	***Euphorbia tithymaloides* L.**	“zapatitos”	Arbusto
FABACEAE	***Acacia horrida* (L.) Willd.**		Árbol
FABACEAE	****Acacia macracantha* Humb. & Bonpl. ex Willd.**	“espino”	Árbol
FABACEAE	***Acacia saligna* (Labill.) H. L. Wendl.**		Árbol
FABACEAE	***Caesalpinia pulcherrima* (L.) Sw.**	“penacho”	Árbol
FABACEAE	***Cajanus cajan* (L.) Millsp.**	“frejol mantecoso”	Hierba
FABACEAE	***Calliandra haematocephala* Hassk.**	“pun pun”	Arbusto
FABACEAE	***Delonix regia* (Bojer ex Hook.) Raf.**	“ponciana”	Árbol
FABACEAE	***Erythrina crista-galli* L.**		Árbol
FABACEAE	****Inga feuilleei* DC.**	“huaba”, “pacae”	Árbol
FABACEAE	****Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit**	“leucaena”	Árbol
FABACEAE	****Parkinsonia aculeata* L.**	“azote de Cristo”	Arbusto
FABACEAE	****Prosopis pallida* (Humb. & Bonpl. ex Willd.) Kunth**	“algarrobo”	Árbol
FABACEAE	***Tamarindus indica* L.**	“tamarindo”	Árbol
FABACEAE	***Tipuana tipu* (Benth.) Kuntze**	“pajarito”, “tipa”	Árbol
GARRYACEAE	***Aucuba japonica* Thunb.**		Arbusto
GERANIACEAE	***Pelargonium graveolens* L’Hér. ex Aiton**		Hierba
GERANIACEAE	***Pelargonium* × *hortorum* L. H. Bailey**		Hierba
GERANIACEAE	***Pelargonium peltatum* (L.) L’Hér.**		Hierba
GERANIACEAE	***Pelargonium roseum* Willd.**	“geranio”	Hierba
HELICONIACEAE	***Strelitzia reginae* Aiton**	“ave del paraiso”	Hierba
HELICONIACEAE	****Heliconia rostrata* Ruiz & Pav.**	“pico de loro”	Hierba
HYDRANGEACEAE	***Hydrangea macrophylla* (Thunb.) Ser.**	“hortensia”	Arbusto
IRIDACEAE	***Crocosmia* × *crocosmiiflora* (Lemoine) N. E. Br.**		Hierba

IRIDACEAE	***Gladiolus communis* L.**	"gladiolo"	Hierba
LAMIACEAE	***Plectranthus scutellarioides* (L.) R. Br.**	"corazón de Jesús"	Hierba
LAMIACEAE	***Salvia leucantha* Cav.**		Hierba
LAMIACEAE	***Salvia splendens* Sellow ex Schult.**	"salvia"	Hierba
LAURACEAE	****Persea americana* Mill.**	"palta"	Árbol
LILIACEAE	***Chlorophytum comosum* (Thunb.) Jacques**	"cinta de novia"	Hierba
LILIACEAE	***Lilium candidum* L.**	"azucena"	Hierba
LILIACEAE	***Lilium longiflorum* Thunb.**	"azucena"	Hierba
LYTHRACEAE	***Cuphea hyssopifolia* Kunth**		Hierba
MALPIGHIACEAE	****Bunchosia armeniaca* (Cav.) DC.**	"cansa boca"	Árbol
MALVACEAE	****Ochroma pyramidale* (Cav. ex Lam.) Urb**	"palo balsa"	Árbol
MALVACEAE	***Ceiba speciosa* (A. St.-Hil.) Ravenn*a***	"palo barrigudo", "ceiba"	Árbol
MALVACEAE	***Alcea rosea* L.**	"malva	Hierba
MALVACEAE	***Hibiscus rosa-sinensis* L.**	"cucarda"	Arbusto
MALVACEAE	***Lavatera arborea* L.**	"lavatera"	Arbusto
MALVACEAE	***Malvaviscus penduliflorus* Moc. & Sessé ex DC.**	"farolito chino"	Arbusto
MELATOMATACEAE	***Tibouchina heteromalla* (D. Don) Cogn.**	"flor de la princesa"	Arbusto
MELIACEAE	***Azadirachta indica* A. Juss.**	"nim", "neem"	Árbol
MELIACEAE	****Cedrela odorata* L.**	"cedro"	Árbol
MELIACEAE	***Melia azedarach* L.**	"árbol del paraíso", "cinamomo"	Árbol
MORACEAE	***Ficus benjamina* L.**	"ficus", "ficus variegado"	Árbol
MORACEAE	***Ficus carica* L.**	"higo"	Árbol
MORACEAE	***Ficus elastica* Roxb. ex Hornem.**	"caucho"	Árbol

MORACEAE	***Ficus nymphaeifolia* Mill.**	"ficus"	Árbol
MORACEAE	***Ficus retusa* L.**	"ficus"	Árbol
MORACEAE	***Morus alba* L.**	"morera"	Arbusto
MORACEAE	***Morus nigra* L.**	"morera"	Arbusto
MUSACEAE	***Musa acuminata* Colla**	"plátano de seda"	Hierba
MYRTACEAE	***Eucalyptus amygdalina* Labill.**	"eucalipto"	Árbol
MYRTACEAE	***Eucalyptus camaldulensis* Dehnh.**	"eucalipto"	Árbol
MYRTACEAE	****Psidium guajava* L.**	"guayaba"	Árbol
NYCTAGINACEAE	***Bougainvillea spectabilis***	"papelillo"	Bejuco/Apoyante
NYCTAGINACEAE	***Mirabilis jalapa* L.**	"buenas tardes"	Hierba
OLEACEAE	***Jasminum grandiflorum* L.**	"jazmín"	Bejuco/Apoyante
OLEACEAE	***Olea europaea* L.**	"olivo"	Árbol
ONAGRACEAE	***Oenothera* cf. *missouriensis* Sims**		Hierba
PASSIFLORACEAE	***Passiflora edulis* Sims**	"maracuyá"	Trepadora
PINACEAE	***Pinus radiata* D. Don**	"pino"	Árbol
PLANTAGINACEAE	***Antirrhinum majus* L.**	"doguito"	Hierba
PLUMBAGINACEAE	***Plumbago auriculata* Lam.**		Bejuco/Apoyante
POACEAE	***Cathestecum erectum Vasey & Hack.***	"grama china"	Hierba
POACEAE	***Guadua angustifolia* Kunth**	"caña de Guayaquil"	Arborescente
POACEAE	***Pennisetum purpureum* Schumach.**	"pasto de elefante"	Hierba
POACEAE	***Pennisetum setaceum* (Forssk.) Chiov.**	"rabo de zorro"	Hierba
POACEAE	***Stenotaphrum secundatum* (Walter) Kuntze**	"grass americano"	Hierba
POLYGONACEAE	***Antigonon leptopus* Hook. & Arn.**	"bellísima"	Bejuco/Apoyante
PORTULACACEAE	***Portulaca grandiflora* Hook.**	"portulaca"	Hierba
PORTULACACEAE	***Portulaca umbraticola* Kunth**	"portulaca"	Hierba

PROTEACEAE	***Grevillea robusta* A. Cunn. ex R. Br.**	"grevillea"	Árbol
PUNICACEAE	***Punica granatum* L.**	"granada"	Arbusto
ROSACEAE	***Eriobotrya japonica* (Thunb.) Lindl.**	"níspero"	Árbol
ROSACEAE	***Rosa canina* L.**	"rosa"	Arbusto
RUBIACEAE	***Morinda citrifolia* L.**	"noni"	Arbusto
RUTACEAE	***Casimiroa edulis* La Llave**	"charalina"	Árbol
RUTACEAE	***Citrus* × *aurantium* L.**	"naranja"	Árbol
RUTACEAE	***Citrus limon* (L.) Osbeck**	"limón"	Árbol
RUTACEAE	***Citrus reticulata* Blanco**	"mandarina"	Árbol
SALICACEAE	***Populus nigra* L.**	"álamo negro"	Árbol
SALICACEAE	***Populus deltoides* W. Bartram ex Marshall**	"álamo"	Árbol
SALICACEAE	****Salix humboldtiana* Willd.**	"sauce"	Árbol
SAPINDACEAE	***Harpullia arborea* (Blanco) Radlk.**	"jabonaría"	Árbol
SAPINDACEAE	****Sapindus saponaria* L.**	"choloque", "chano"	Árbol
SAPOTACEAE	****Pouteria lucuma* (Ruiz & Pav.) Kuntze**	"lúcuma"	Árbol
	***Myoporum laetum* G. Forst.**	"mioporo"	Arbusto
SOLANACEAE	****Brugmansia arborea* (L.) Steud.**	"floripondio", "campano"	Arbusto
SOLANACEAE	***Cestrum nocturnum* L.**	"hierba santa"	Arbusto
SOLANACEAE	***Datura metel* L.**	"chamico"	Arbusto
SOLANACEAE	***Petunia hybrida* Vilm.**	"petunia"	Hierba
SOLANACEAE	***Petunia violacea* Lindl.**	"petunia"	Hierba
TAMARICACEAE	***Tamarix gallica* L.**	"tamarix"	Árbol
TROPAEOLACEAE	****Tropaeolum majus* L.**	"mastuerzo"	Hierba
URTICACEAE	***Pilea microphylla* (L.) Liebm.**	"arrocillo"	Hierba

VERBENACEAE	***Duranta erecta* L.**	"duranta"	Arbusto
VERBENACEAE	***Glandularia bipinnatifida* (Nutt.) Nutt.**	"glandularia"	Hierba
VERBENACEAE	***Lantana camara* L.**	"lantana"	Arbusto
VERBENACEAE	***Lantana scabiosiflora* Kunth**	"lantana"	Arbusto
VERBENACEAE	***Lippia alba* (Mill.) N. E. Br. ex Britton & P. Wilson**		Arbusto
VIOLACEAE	***Viola odorata* L.**	"pensamiento"	Hierba

Literatura citada

Batllori, X. & F. Unbe. 1988. Aves nidificantes de los jardines de Barcelona. Misc. Zool*.,* 12: 283-293.

Bibby, C. J.; N. D. Burgess; D. A. Hill & S. H. Mustoe. 2000. Bird Census Techniques, 2nd ed. Academic Press, London. 135 pág.

Caula, Q.; S. Giner & J. Nóbrega. 2010. Aves urbanas, Un estudio comparativo en dos parques tropicales con diferente grado de intervención humana (Valencia, Venezuela). FARAUTE Ciens. y Tec., 5 (2): 23-36.

Faura, J. 2010. Amenazas a la biodiversidad: los problemas globales y locales ambientales que afectan a la biodiversidad del ecosistema. (En línea). Consultado 12 jul. 2010. Disponible en: http://es.slideshare.net/juankfaura/amenazas-a-la-bidoversidad-presentation

Fernández, A. & E. Rodríguez. 2007. Etnobotánica del Perú Pre-Hispano. Ediciones Herbarium Truxillense (HUT), Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, Perú.

Fib, V. 2013. Historia del Jardín Botánico. Fundación Instituto Botánico de Venezuela "Dr. Tobias Lasser". Documento en línea. URL: http://www.ucv.ve/estructura/fundaciones-asociaciones-y-centros/instituto-experimental-jardin-botanico.htmlVisitado: Mayo, 2016.

Flores-Meza, S.; M. Katunaric-Nuñez; J. Rovira-Soto & M. Rebolledo-González. (2013). Identificación de áreas favorables para la riqueza de fauna vertebrada en la zona urbana y periurbana de la Región Metropolitana, Chile. Revista Chilena de Historia Natural 86: 265-277.

Fuentes, G. E. 2010. Caracterización de la avifauna del jardín botánico de Cali y ecoparque rio Cali. Trabajo de grado parcial para optar al título de Bióloga. Universidad del Valle, Facultad de Ciencias Naturales y Exactas. Programa Académico de Biología. Santiago de Cali. 67 pág.

Garden, J. G.; C. A. Mcalpine & H. P. Possingham. 2010. Multi-scaled habitat considerations for conserving urban biodiversity: native reptiles and small mammals in Brisbane, Australia. Landscape Ecology 25: 1013-1028.

Halffter, G. 1992. La diversidad biológica en Iberoamérica I. CYTED-D. Programa Americano de Ciencia y Tecnología para el Desarrollo. Instituto de Ecología, A. C. México. 388 P.

Horkheimer, H. 2004. Alimentación y obtención de

alimentos en el Perú prehispánico. 2da. Edic. Castellano. Instituto Nacional de Cultura el Perú, Perú.

Mc Kinney, M. 2008. Effects of urbanization on species richness: A review of plants and animals. Urban Ecosystems 11: 161-176.

Mejia, F.; J. Mostacero & R. Ramírez. 1997. Catálogo de las plantas ornamentales de la ciudad de Trujillo. Rebiol 17 (1-2): 107-113.

Ministerio de Ambiente 2010. Cuarto informe nacional sobre la aplicación del Convenio de Diversidad Biologica (2006- 2009) Capítulos I, II, III, IV Apéndices, y Anexo Áreas Protegidas. Lima, Perú: Dirección General de Diversidad Biológica del MINAM.

Moya, L. 1974. Estudio de los árboles y arbustos ornamentales de la ciudad de Trujillo. Tesis para obtener el grado de Bachiller, Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Nacional de Trujillo.

Niemelä, J. 1999. Ecology and Urban Planning. Biodiversity and Conservation. 8: 119–131.

Núñez-Zapata, J.; L. E. Pollack-Velásquez; E. Huamán; J. Tiravanti & Edith García. 2016. A compilation of the birds of La Libertad Region, Peru. Revista Mexicana de Biodiversidad. 87 (1): 200-2015. http//dx.doi.or/10.1016/j.rmb.2016.01.016.

Olazo, A. & L. Pollack. 2016. Características morfométricas de aves relacionadas a su gremio alimentario. ARNALDOA 23 (1): 393-404.

Pacheco, V.; B. Paredes; J. Crosby; J. Gayoso; F. Cardoso & H. Sisniegas. 1990. Notas sobre la avifauna en ambientes urbanos y sugerencias sobre planeamiento de parques. Publ. Mus. Hist. Nat. U.N.M.S.M. (A) 35: 1-7.

Municipalidad Provincial de Trujillo. 2003. Plan de Esquema Director de Trujillo: Revisión y actualización. 38 pág.

Municipalidad Provincial de Trujillo. 2012. Plan de Desarrollo Territorial – PLANDET Plan de Desarrollo Urbano Metropolitano de Trujillo 2012-2022. 156 pág.

Pollack, L.; A. Martin; W. Zelada; E. Huamán; G. Saráchaga & J. Torres. 2003. Índices de diversidad de aves de la Ciudad Universitaria de la Universidad Nacional de Trujillo, Julio-Octubre, 2002. REBIOL. 23:59-64.

Ralph, J.; G. Geupel; P. Pyle; T. Martin; D. DeSante & B. Millá. 1996. Manual de métodos de campo para el monitoreo de aves terrestres. Gen. Tech. Rep. PSW-GTR159. Albany, CA: Pacific Southwest Research Station, Forest Service, U. S. Department of Agriculture, 46 p.

Rodríguez, E.; M. Mora & W. Aguilar. 1996. Inventario florístico de El Algarrobal de Moro (provincia Chepén, departamento de La Libertad) y su importancia económica. Rebiol 16 (1-2): 57-65.

Rodríguez, E. & E. Alvítez, 2002. La Naturaleza. Biotipos Naturales. Comunidades de Flora y Fauna. Ecología Urbana. *In:* Atlas Ambiental de la ciudad de Trujillo. Municipalidad Provincial de Trujillo. Pág. 43.

Rodríguez, E.; K. Monzón; B. Martínez; V. Liza; M. Morillo; L. Bernabé; L. Pollack; E. Alvítez & M. Mora. 2015. Comunidades vegetales del Complejo Arqueológico Chan Chan, provincia Trujillo, región La Libertad, Perú. Arnaldoa 22 (1): 119-138.

Rostworowski, M. 1981. Recursos naturales renovables y pesca: Siglos XVI y XVII. Instituto de Estudios Peruanos, Lima.

Savard, J.; P. Clergeau & G. Mennechez. 2000. Biodiversity Concepts and Urban Ecosystems. Landscape and Urban Planning. 659: 1–12.

Saunders, D.; R. Hobbs & C. Margules. 1991. Biological Consequences of Ecosystem Fragmentation: A Review. Conservation Biology 5 (1):18–32.

Schulenberg, T.; D. Stotz; D. Lane; J. O'Neill & T. Parker III. 2010. Aves de Perú. Lima. CORBIDI. 660 pág.

Silva, G.; L. Pollack & G. Bazán. 2012. Avifauna en el campus de la Universidad Nacional de Trujillo – Perú, Mayo – Agosto 2009. UCV - Scientia 4 (2): 197-204.

Takano, G. & N. Castro. 2007. Avifauna en el Campus de la Universidad Agraria La Molina (UNALM), Lima, Perú. Ecología Aplicada. Vol. 6 (1 y 2): 149-154.

ANEXO



Fig. 2. A. *Coragyps atratus*; B. *Buteo platypterus* sobre *Acacia macracantha*; C. *Burhinus superciliaris* caminando sobre hojarasca; D. *Zenaida meloda*; E. *Columbina cruziana*, sobre *Delonix regia*.; F. *Zenaida auriculata* sobre *Delonix regia*.



Fig. 3. A. *Crotophaga sulcirostris,* sobre *Prosopis pallida;* B. *Glaucidium peruanum,* sobre *Prosopis pallida;* C. *Athene cunicularia;* D. *Chordeilis acutipennis;* E. *Myrtis fanny,* sobre rama de *Plumbago auriculata;* F. *Amazilia amazilia,* sobre *Spathodea campanulata.*

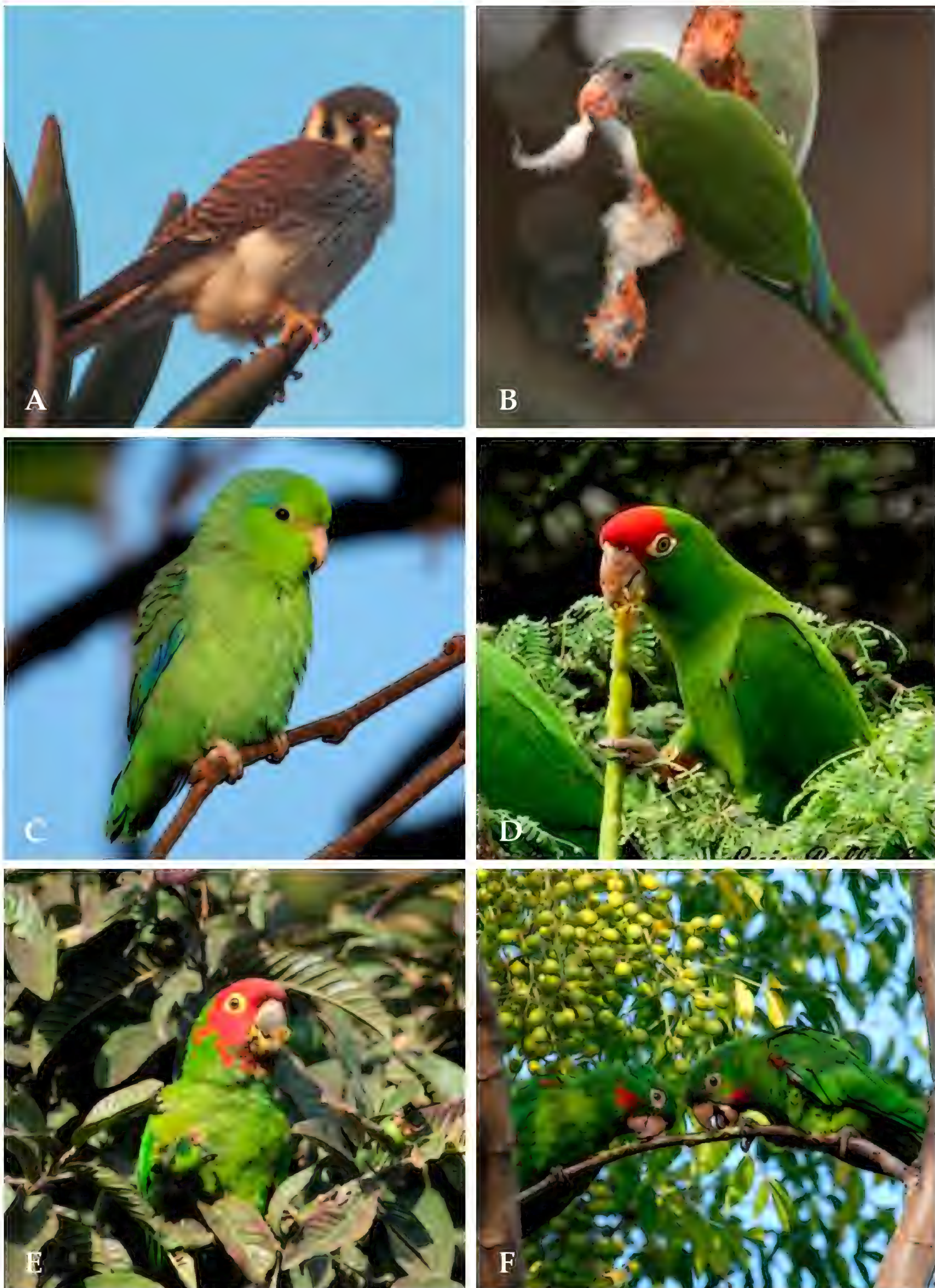


Fig. 4. A. *Falco sparverius* sobre frutos de *Spathodea campanulata*; B. *Brotogeris versicolurus* sobre fruto de *Ceiba speciosa*; C. *Forpus coelestis* posado en ramas de *Morus nigra*; D. *Psittacara wagleri*, alimentándose de frutos de *Prosopis pallida*; E. *Psittacara erythrogenys* alimentándose de frutos de *Psidium guajava*; F. *Psittacara leucophthalmus*, en ramas de *Melia azedarach*.



Fig. 5. A. *Anairetes reguloides* sobre ramas de *Acacia macracantha*; B. *Camptostoma obsoletum* en ramas de *Sambucus canadensis*; C. *Pyrocephalus rubinus* sobre ramas de *Acacia macracantha*; D. *Tyrannus melancholicus* entre ramas de *Prosopis pallida*; E. *Pseudelaenia leucospodia* en ramas de *Caesalpinia pulcherrima*; F. *Myiodynastes bairdii* sobre ramas de *Morus nigra*.



Fig. 6. A. *Pygochelidon cyanoleuca*, perchando en un cable de luz; B. *Troglodytes aedon* sobre rama de *Morus nigra*; C. *Campylorhynchus fasciatus*, sobre ramas de *Prosopis pallida*; D. *Mimus longicaudatus*, sobre flores de *Spathodea campanulata*; E. *Tangara epicopus*, sobre ramas de *Eucalyptus amigdalina*; F. *Conirostrum cinereum*.



Fig. 7. A. *Poospiza hispaniolensis*, posado en *Opuntia ficus-indica*; B) *Sicalis flaveola*, posado en *Agave americana*; C. *Sporophila peruviana*, en rama de *Rosa canina*; D. *Sporophila simplex*, sobre la inflorescencia de *Pennisetum purpureum*; E. *Sporophila telasco*, sobre rama de *Delonix* regia; F. *Rhodospingus cruentus* en ramas de *Delonix regia*.



Fig. 8. A. *Coereba flaveola* sobre flores de *Eucalyptus camaldulensis*; B. *Zonotrichia capensis*, sobre ramas de *Morus nigra*; C. *Piranga flava*, sobre ramas de *Morus nigra*; D. *Icterus graceannae*, sobre flores de *Spathodea campanulata*; E. *Dives warszewiczi* sobre flores de *Spathodea campanulata*; F. *Molothrus bonariensis* sobre *Stenotaphrum secundatum*.



Fig. 9. A. *Sporagra magellanica* entre flora invasora (*Cynodon dactylon* y *Bidens pilosa*); B. *Passer domesticus*, entre ramas de *Delonix regia*; C. Parque de La Noria. Usos del recurso flora como alimento, hábitat y nidificación: D. *Amazilia amazilia* libando néctar de *Lantana camara*; E. *Brotogeris versicolurus* alimentándose del fruto de *Ceiba speciosa*; F. *Zenaida meloda*, sobre nido construido con nervaduras secas de *Delonix regia*.

Arnaldoa 25 (1): 273 - 286, 2018
http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25115

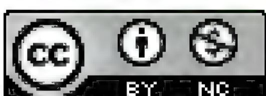
ISSN: 1815-8242 (edición impresa)
ISSN: 2413-3299 (edición online)

Determinación de la actividad inhibidora de proteasas del extracto acuoso de los órganos vegetativos y reproductivos de *Ismene amancaes* (Ker Gawl.) Herb. (Amaryllidaceae) "amancaes" endémica del Perú

Determination of the protease inhibitory activity of the aqueous extract of the vegetative and reproductive organs of *Ismene amancaes* (Ker Gawl.) Herb. (Amaryllidaceae) "amancaes" endemic to Peru



Diana Alburqueque Andrade & Mario Zapata Cruz
Laboratorio de Proteómica, Universidad Privada Antenor Orrego. Trujillo, PERÚ.
diana_16065@hotmail.com
Ludisleydis Bermúdez Díaz
Instituto para el Desarrollo de la Investigación, Emprendimiento e Innovación (IPDIE). Lima, PERÚ.
Segundo Leiva González
Herbario Antenor Orrego (HAO), Museo de Historia Natural, Universidad Privada Antenor Orrego, Casilla Postal 1075, Trujillo, PERÚ.
cleivag@upao.edu.pe/segundo_leiva@hotmail.com



Recibido 8-I-2018; aceptado: 28-II-2018; publicado online: 15-III-2018; publicado impreso: 30-IV-2018.

Resumen

Se determina la actividad inhibidora de proteasas del extracto acuoso de los órganos vegetativos y reproductivos de *Ismene amancaes* (Ker Gawl.) Herb. (Amaryllidaceae) "amancaes" endémica del Perú. Se hizo un extracto homogenizado de los órganos vegetativos y reproductivos de la planta, utilizando diferentes tampones o *buffers* de extracción. Después de preparados los extractos vegetales, pasaron por el proceso de liofilización, donde se obtuvieron los diferentes liofilizados, los cuales se resuspendieron en dos tampones distintos. Dichos tampones fueron *buffer* Tris HCl 100 mM pH 8,0 (números pares) y EDTA +DTT (números impares), resuspendiéndose en la dilución de 1:10, por cada gramo de liofilizado se agregaba 10 ml del tampón. A cada uno de estos extractos acuosos se les realizó el método de clarificación con TCA 2,5 y 5% y se les determinó el porcentaje de concentración de proteínas presente. Finalmente, se determinó la actividad inhibidora de tripsina a los diferentes extractos obteniéndose resultados nulos para los extractos.

Palabras clave: actividad inhibitoria, proteasas, *Ismene amancaes*, Amaryllidaceae.

Abstract

We determined the protease inhibitory activity of the aqueous extract of the vegetative and reproductive organs of *Ismene amancaes* (Ker Gawl.) Herb. (Amaryllidaceae) "amancaes" endemic to Peru. We prepared an homogenized extract of the vegetative and reproductive organs of the plant, using different extraction buffers. After preparing the plant extracts, they went through a lyophilization process, where different lyophilisates were obtained, which were resuspended in two different buffers. These buffers were Tris HCl 100 mM pH 8.0 (even numbers) and EDTA + DTT (odd numbers), resuspended at the 1:10 dilution, 10 ml of the buffer for each gram of lyophilisate. To each one of these aqueous extracts was applied the clarification method with TCA 2.5 and 5% and the percentage of protein concentration was determined. Finally, the trypsin inhibitory activity was determined at the different extracts getting null results.

Keywords: inhibitory activity, proteases, *Ismene amancaes*, Amaryllidaceae.

Citación: Alburqueque, D.; M. Zapata; L. Bermúdez & S. Leiva. 2018. Determinación de la actividad inhibidora de proteasas del extracto acuoso de los órganos vegetativos y reproductivos de *Ismene amancaes* (Ker Gawl.) Herb. (Amaryllidaceae) "amancaes" endémica del Perú. Arnaldoa 25(1): 273-286. doi: http://doi.org/10.22497/arnaldoa.251.25115

Introducción

La familia Amaryllidaceae tiene 73 géneros con alrededor de 1605 especies originarias de las regiones tropicales y calurosas de Europa, y especialmente Asia, el Sur de África y los Andes (Stevens & Hilary, 2017). En el Perú habitan unos 24 géneros y 138 especies (Brako & Zarucchi, 1993; Ulloa *et al.*, 2004), reportándose 54 especies endémicas en 15 géneros (León *et al.*, 2006). Entre las especies endémicas de los Andes, y especialmente del Perú destaca *Ismene amancaes* (Ker Gawl.) Herb., "amancay" (AP, CA, CU, LI, LL) (León *et al*, 2006).

Ismene amancaes **(Ker Gawl.) Herb.,** App. Bot. Reg. 46, 1821, (Fig 2.)

Hierba 40-50 (-60) cm de alto. Raíces numerosas, blanco cremosas, suculentas, sinuosas, 20-30 cm de longitud. Bulbos globosos, blanco cremosos, compactos, crasos, 7-8 cm de largo por 6-6,5 cm de diámetro; rodeados por varias capas de escamas o catáfilas, concéntricas, membranáceas, marrón claro, se desprenden y rompen con facilidad, glabras. Hojas arrosetadas; sésiles; láminas ampliamente lineares, ligeramente curvadas hacia la superficie abaxial, cuculentas, verde oscuro, lustrosas la superficie adaxial,

verde claro la superficie abaxial, glabras en ambas superficies, ligeramente sobresalientes las nervaduras principales en la superficie abaxial, agudas en el ápice, ligeramente cuneadas en la base, enteras en los bordes, 30-35 (-50) cm de largo por 4,8-5 cm de ancho. Inflorescencias con 3-6 flores dispuestas en pseudoumbelas, no sincronizadas; escapo ancipital, verde, suculento, lustroso, quebradizo, poroso, glabro en ambas superficies, erecto, 25-35 cm de longitud; brácteas membranáceas, papiráceas, cremosas o ligeramente amarillentas, glabras que envuelven la base de las flores, marscesentes; pedicelos trígonos ampliándose ligeramente hacia el área distal, verdes, suculentos, glabros, lustrosos, ancipitales, ligeramente curvados hacia la superficie abaxial, 0,8-1,2 cm de longitud. Flores trímeras, actinomorfas, bisexuales; Perianto homoclamídeo, corolino, infundibuliforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, verde externamente, verdoso interiormente, suculento, glabro externa e interiormente, 5-costado, ligeramente curvado hacia la superficie abaxial, 8,4-8,8 cm de largo por 1-1,3 cm de diámetro en el área distal; tépalos externos 3, largamente triangulares, amarillo intenso y verde intenso en el área distal externa e interiormente, glabros externa e interiormente, membranáceos a ligeramente suculentos, reflexos o involutos en el ápice, 7,6-7,9 cm de largo por 8,4-8,7 cm de ancho; 9-10,3 cm de diámetro del limbo en la antésis; tépalos internos 3, largamente triangulares, amarillo intenso externa e interiormente, verde el ápice externamente, glabro externa e interiormente, membranáceos a ligeramente suculentos, erectos, nunca reflexos, nunca revolutos en los bordes, ligeramente sobresalientes las nervaduras principales, 7,5-7,7 cm de largo por 1-1,3 cm de ancho; tubo 8,6-8,7 cm de largo por 1-1,3 cm de diámetro; 9-11 cm de diámetro del limbo en la antésis. Paracorola crateriforme o ligeramente campanulada, suculenta, amarillo intenso externa e interiormente, verde intenso las nervaduras principales interiormente, glabra externa e interiormente, fimbriada en el borde, 6-6,3 cm de largo por 8,4-9,2 cm de diámetro. Estambres 5, apostémonos, criptostémonos, insertos a 5,4-5,6 cm o en el ¼ distal del interior de la paracorola; filamentos estaminales homodínamos; área libre de los filamentos estaminales filiformes ampliándose ligeramente hacia el área basal, amarillos, glabros, erectos, introrsos, lustrosos, dorsifijos, 1,9-2,2 cm de longitud; área soldada aplanada, verde intenso, glabra, lustrosa; anteras lineares, ligeramente curvadas, amarillas, sin mucrón apical, glabras, 11-12,1 mm de largo por 2-2,3 mm de diámetro. Ovario ínfero, piriforme, trígono, verde oscuro, lustroso, glabro, 1,5-1,8 cm de largo por 0,8-1 cm de diámetro; estilo exerto, filiforme ampliándose ligeramente hacia el área distal, verdoso, lustroso, glabro, 15,7-15,8 cm de longitud; estigma semigloboso, verde oscuro, rodeada con papilas, suculento, 2,4-2,6 mm de diámetro. Cápsula erecta, tricoca, amarillenta a la madurez, 2,9-3,2 cm de alto por 2,5-3 cm de diámetro. Semillas 6-8 por cápsula a lo largo de 6 placentas, globosas, lustroso brillante, coriáceas, verdes, glabras, 15-18 mm de largo por 13-15 mm de diámetro.

Material adicional examinado

PERÚ. **Región La Libertad**, prov. Otuzco, distrito Salpo, El Tablón (ruta Salpo-Rayampampa), flores amarillas, 8º01'17,6" S y 78º39'43,8" W, 2141 m, 22-I-2017, *S. Leiva & D. Albuqueque 6400* (HAO, HUT).

Distribución y ecología: Especie con

distribución limitada y aparentemente quedarían los últimos refugios naturales en el Perú; hasta el momento, es la única área geográfica donde vive en la región La Libertad, en la cual es abundante. A pesar de haberse efectuado recolecciones aledañas, solamente ha sido encontrada en los alrededores del lugar denominado El Tablón (ruta Salpo-Rayampampa) al oeste de Salpo, distrito Salpo, prov. Otuzco, región La Libertad, Perú, alrededor de los 8º01′17,6″ S y 78º39′43,8″ W, alrededor de los 2141 m de elevación, como un integrante de la vegetación herbácea y arbustiva de las laderas, bordes de caminos, entre rocas. Es una especie psicrófila ya que crece en lugares relativamente fríos; heliófila es decir, requiere abundante luz del sol; es higrófila, porque prefiere suelos húmedos; también es argilícola ya que prospera en suelos arcillosos, también es psamófila, ya que crece muy bien en suelos arenosos; así también, es rupícola porque habita entre rocas; es eutrofa, ya que prefiere suelos con abundantes nutrientes y vive asociada con plantas de *Eriotheca ruizi* (K, Schum.) A. Robyns "pate" (Malvaceae); *Caesalpinia spinosa* (Feuillée ex Molina) Kuntze "taya" (Malvaceae); *Carica candicans* A. Gray "papaya silvestre" "odeque" (Caricaceae); *Apodanthera ferreyrana* Mart. Crov. "chiclayito" (Cucurbitaceae); *Lycianthes lycioides* (L.) Hassl. "tomatito del valle", *Nicandra physalodes* (L.) Gaertn. "capulí cimarrón"; *Nicandra john-tyleriana* S. Leiva & Pereyra "capulí cimarrón" (Solanaceae), entre otras.

Fenología: Es una especie perenne, que brota con las primeras lluvias de noviembre o diciembre, para luego florecer y fructificar desde el mes de enero hasta finales de febrero.

Estado actual: Utilizando los criterios del IUCN (IUCN 2012; 2017) *Ismene amancaes* es considerada en peligro crítico (CR). La extensión de su rango de distribución es de un radio menor a 100 km^2 en los alrededores de El Tablón (ruta Salpo-Rayampampa), siendo ésta la única localidad donde se ha recolectado (Criterio B1). Asimismo, se han encontrado unos 200 individuos maduros en la población (Criterio D), siendo influenciada directamente por el centro urbano que transita por la ruta entre Salpo hacia Rayampampa o Platanar. Sin embargo, no se ha evaluado si existe una declinación del rango de distribución y del área de ocupación, siendo de necesidad urgente de un estudio en profundidad de la ecología, estructura poblacional y distribución de esta especie, para esclarecer su estado de conservación.

Nombre vulgar: "amancae", "cebolla de gallinazo" (En boleta, *S. Leiva & D. Albuqueque 6400*, HAO).

Usos: Las plantas muy bien pueden ser usadas en floricultura, por el color amarillo intenso de sus flores.) Los estudios fitoquímicos realizados a los bulbos, evidenciando en los extractos etanólicos, extractos acuosos y extracto de diclorometano los siguientes fitoconstituyentes: alcaloides, compuestos fenólicos, flavonoides, antocianinas, catequininas, taninos, triterpenos y esteroides, cardenólidos, quinonas, saponinas, azúcares reductores, aceites y grasas, aminoácidos, resinas y micílagos Soto & Leiva (2015).

Las plantas sintetizan constitutivamente inhibidores específicos contra diferentes clases de proteasas, como un sistema de defensa a patógenos (Babu *et al.*, 2010; Da Silva *et al.*, 2014). Diversas investigaciones demuestran la efectividad de los inhibidores de proteasas (=IPs) en el control de diferentes insectos plagas (Babu *et al.*,

2010; Zhang *et al*., 2014). Las capacidades defensivas de los IPs están relacionadas con la inhibición de las proteasas del intestino de los insectos plagas, provocando una reducción de la biodisponibilidad de aminoácidos que conlleva a una deficiencia nutricional, afecta el crecimiento, desarrollo y fecundidad del insecto, y les causa finalmente la muerte (Jamal *et al*., 2014).

Las proteasas

Según Barberis *et al*., 2002, las enzimas son polímeros de aminoácidos que dirigen la actividad catalítica en distintos sistemas biológicos, gracias a su capacidad de acelerar reacciones químicas. Durante los últimos años, su utilidad en la industria ha adquirido gran relevancia; siendo las proteasas el grupo de enzimas de mayor importancia industrial y comercial a escala internacional.

Las peptidasas o proteasas son enzimas que rompen los enlaces peptídicos de las proteínas. Para ello, utilizan una molécula de agua por lo que se clasifican como hidrolasas.

Las proteasas se encuentran presentes en todos los seres vivos en los cuales participan tanto en la hidrólisis de proteínas no deseadas, así como, en la regulación de diferentes procesos fisiológicos.

Proteasas vegetales

En los vegetales las hidrolasas están involucradas en procesos metabólicos vitales para el crecimiento, desarrollo y mantenimiento de los mismos. La mayoría de estas enzimas se encuentran presentes en el látex de muchas especies. El látex es una de las características más sobresalientes de las familias Apocynaceae, Euphorbiaceae y Moraceae (Rajesh *et al*., 2005).

La presencia de látex ha sido registrada en al menos 12000 especies de plantas, pertenecientes a 900 géneros. Las enzimas detectadas en látex, tales como, proteasas y quitinasas, sugieren un rol en el mecanismo de defensa de las plantas contra patógenos, parásitos y herbívoros (Freitas *et al*., 2007).

Inhibidores de proteasas presentes en las plantas.

Según Rajesh *et al*., 2005, muchas plantas contienen inhibidores para enzimas, principalmente hidrolasas, inhibidores que generalmente son proteínas. Estos inhibidores forman complejos con las enzimas, bloqueando el sitio catalítico o modificando la conformación de la enzima, lo cual trae como consecuencia la reducción de la actividad catalítica.

Se han descrito inhibidores presentes en plantas que actúan selectivamente sobre amilasas de insectos sin afectar amilasas de mamíferos. Esta característica, es una de las más importantes para considerar la utilización de un inhibidor natural como pesticida.

Estos inhibidores son responsables de la toxicidad de algunas plantas hacia insectos, y su conocimiento es relativamente reciente.

La presencia, evolución, tipos y potenciales aplicaciones en la lucha contra insectos y patógenos de inhibidores de proteasas en diversas especies de plantas, han sido ampliamente revisados. Una de las fuentes de inhibidores de proteasas más estudiadas es la bacteria *Bacillus thuringiensis.* Inhibidores de proteasas, obtenidos de esta bacteria ya son aplicados de manera directa, o bien, los genes que codifican a los inhibidores son transferidos a las plantas de interés. Distribuidas en diversas especies de plantas, existen al menos 10 familias de inhibidores de proteasas, específicos para una de las cuatro

clases características de proteasas (serín-, cisteín-, aspartil- y metalo proteasas), que son sintetizados a causa de una herida, por una serie de genes involucrados en sanar estas heridas y prevenir futuros ataques. Debido a que las plagas de importancia económica como los órdenes Lepidoptera, Diptera y Coleóptera, utilizan serín- y cisteín proteasas en sus sistemas digestivos para degradar proteínas que ingieren en el alimento, se han realizado esfuerzos para desarrollar plantas transgénicas utilizando clases de inhibidores que actúen sobre estas proteasas.

El objetivo de este trabajo es determinar la actividad inhibidora de proteasas de diferentes clases mecanísticas en extractos acuosos de los órganos vegetativos y reproductivos de *Ismene amancaes* (Ker Gawl.) Herb., "amancay" (Amaryllidaceae) especie endémica del Perú.

Material y métodos

Material biológico

El material estudiado corresponde a las recolecciones efectuadas en la expedición realizada por los autores a los alrededores del lugar denominado El Tablón (ruta Salpo-Rayampampa), al oeste de Salpo, distrito Salpo, provincia Otuzco, región La Libertad, Perú, entre las coordenadas geográficas 8°01'17,6" LS y 78°39'43,8" LO, 2134 m, 12-II-2017, *S. Leiva & D. Alburqueque 6406* (HAO). Las recolecciones se encuentran depositadas principalmente en los Herbarios: HAO y HUT. Además, el estudio está basado en la revisión de material de estas instituciones botánicas, cuyas determinaciones registradas en las etiquetas han sido efectuadas por especialistas a través del tiempo, como: Meerow (U. S. A.) y Ravenna (Chile). Adicionalmente, se revisó los portales de instituciones extranjeras que alojan colecciones botánicas para las especies peruanas, tales como: Tropicos-Base de datos del Missouri Botanical Garden Herbarium (MO) (Tropicos, 2018) y The Field Museum (F) (The Field Museum, 2018).

La contrastación específica se efectuó con el "Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú" en el capítulo de Amaryllidaceae (Brako & Zarucchi, 1993) y sus adiciones (Ulloa *et al.*, 2004). Así también, con el apoyo del "Catálogo de las Plantas Vasculares del Ecuador" (Jørgensen & León-Yánez, 1999). Para el caso de endemismos se consultó el "Libro rojo de las plantas endémicas del Perú" (León *et al.*, 2006) y el "Libro Rojo de las Plantas Endémicas del Ecuador" (Valencia *et al.*, 2000).

Para la especie se presenta fotografías, cuyos créditos pertenecen a los autores de este trabajo; asimismo, datos de su distribución geográfica y ecología, fenología, estado actual de conservación y usos. La distribución de la especie en el Perú se abrevia por región (=departamento) de acuerdo a los topónimos utilizados en Brako & Zarucchi (1993): AP= (Apurimac, CA=Cajamarca, CU= Cuzco, LI=Lima, LL=La Libertad.

La lista completa de sinónimos para la especie si las tuviera, así como la confirmación del nombre científico y nombres de los autores, pueden consultarse en el "Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú" y en los portales de internet: The Plant List (The Plant List, 2018) y Tropicos-Base de datos del Missouri Botanical Garden Herbarium (MO) (Tropicos, 2018). Los detalles completos de las publicaciones de la especie se encuentra en este último portal y en The International

Plant Names Index (IPNI) (IPNI, 2017).

Los acrónimos de los herbarios son citados según Thiers (2018).

La especie se encuentra distribuida en la zona fitogeografica Amotape-Huancabamba en su parte sureña (Weigend, 2002, 2004). El estado de conservación de la especie presentada se encuentra en CITES Apendice II.

Metodología en la preparación de extractos acuosos a partir de plantas

Los análisis se realizaron en el Laboratorio de Proteómica de la Universidad Privada Antenor Orrego (UPAO) de la ciudad de Trujillo, Perú (Fig. 2, 3, 4,5).

Los extractos acuosos son preparados mediante la homogenización de bulbos, hojas, escapos y flores en tampón apropiado (según la enzima) en una relación 1:2 (m:v).

Los homogenizados fueron centrifugados a 18000 g a 4°C durante 20 minutos y filtrados a través de lana de vidrio. Se determinó la concentración de proteínas a todos los extractos preparados y luego fueron liofilizados y conservados a -20°C hasta su utilización.

Clarificación de los extractos

A partir de los extractos acuosos obtenidos en la etapa anterior, se tomaron 1 muestra de cada uno de ellos y se clarificaron mediante el método de ácido tricloroacético. A todos los extractos clarificados, se les determinó la concentración de proteínas y actividad inhibitoria de tripsina.

a) Tratamiento ácido

Se evaluaron diferentes concentraciones de ácido tricloroacético (TCA), por ejemplo 2,5% y 5%. El tratamiento consistió en incubar durante 10 minutos y en agitación los extractos con una concentración final de TCA al 2,5% o 5%. La mezcla se dejó en reposo durante 1 hora y se centrifugó por 15 minutos a 10000 g a una temperatura de 4ºC. El sobrenadante fue neutralizado hasta pH 7,0 con NaOH (2 mol/L). Para eliminar el TCA, la muestra fue dializada frente al agua bidestilada con membranas de diálisis de 1000 Da de tamaño de poro.

- Determinación de la concentración de proteínas

Mediante el método de ácido bicinconínico (BCA) (Smith *et al*., 1985).

Durante la purificación, se siguió la concentración de proteínas mediante la medición de la absorbancia a 280 nm con la utilización de 2 un coeficiente de extinción arbitrario igual a la unidad, para una concentración de proteínas de 1mg/ml y espesor de cubeta de 1 cm (Scopes, 1987).

- Determinación de la actividad inhibidora de proteasas de los extractos sin clarificar y los clarificados frente a proteasas de las 2 clases mecanísticas mediante combinación de métodos cinéticos e Intensity fading MS.

- Se determinó actividad inhibidora de proteasas a 6 muestras (2 de extractos acuosos sin clarificar, y 4 clarificados por tratamiento ácido) frente a proteasas de las 4 clases mecanísticas, por métodos cinéticos e Intensity fading MS.

Resultados y discusión

A continuación, se presenta la Fig. 1 de la determinación de la actividad proteolítica de los extractos crudos y clarificados de *Ismene amancaes*. Donde cada número significa lo siguiente:

35 A	(Buffer DTT+EDTA)
36 A	(Buffer DTT+EDTA con tratamienco TCA 2.5%)
37 A	(Buffer DTT+EDTA con tratamienco TCA 5%)
38 A	(Buffer TRIS)
39 A	(Buffer TRIS con tratamienco TCA 2.5%)
41 A	(Buffer TRIS con tratamienco TCA 5%)

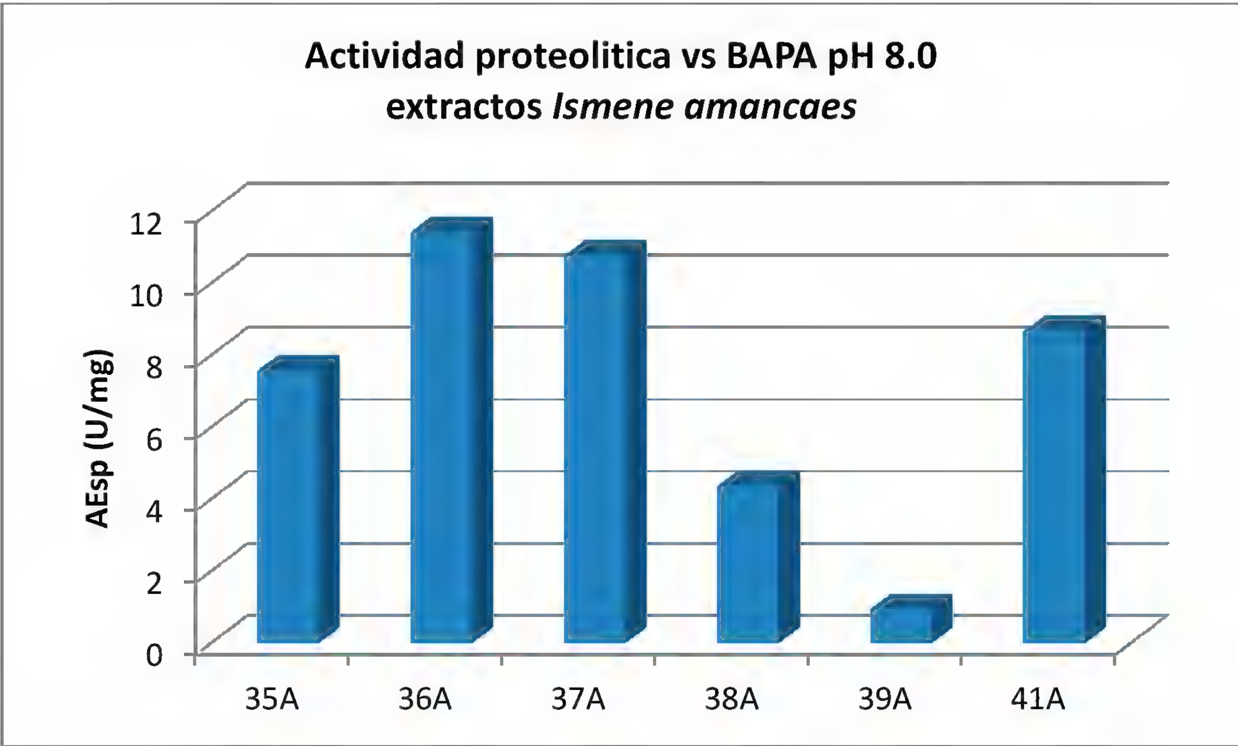


Fig. 1. Actividad proteolítica de los extractos de *Ismene amancaes* frente al sustrato BAPA.

Esto se debe a que normalmente a pH 8,0 se encuentran activas enzimas tanto serino como cisteino proteasa que son capaces de degradar el sustrato BAPA.

Para eliminar la actividad proteolítica presente en los extractos acuosos, se realizó el método de clarificacion con ácido TCA a dos concetraciones distintas a 2,5 y a 5%.

En la tabla 1 se presenta la concentración de proteínas totales presentes en los extractos después de realizado el método de clarificación.

Tabla 1. Rendimiento en términos de concentración de proteínas totales durante el proceso de clarificación.

Muestras *Ismene amancaes*	**Rendimiento %**
35 A (Buffer DTT+EDTA)	**93,80**
36 A (Buffer DTT+EDTA con tratamienco TCA 2.5%)	**128,91**
37 A (Buffer DTT+EDTA con tratamienco TCA 5%)	**112,57**
38 A (Buffer TRIS)	**124,55**
39 A (Buffer TRIS con tratamienco TCA 2.5%)	**121,25**
41 A (Buffer TRIS con tratamienco TCA 5%)	83,85

Como se puede observar en la tabla, los datos resaltados en negrita son aquellos extractos que son estables a los tratamientos realizados, en terminos de proteinas totales. Existen algunos que no resistieron los tratamientos por lo que, para obtener moléculas a partir de ellos no se deben realizar estos tratamientos.

A continuación, se presenta la tabla sobre los resultados de la actividad inhibidora de los extractos acuosos.

Tabla 2. Actividad inhibidora frente a la tripsina de los extractos crudos y tratados.

MUESTRAS	C(X) mg/mL	vi/vo
35 A	6.62	1.1747458
36 A	5.24	1.21730906
37 A	5.04	1.48971388
38 A	6.65	0.95098174
39 A	13.75	1.14920785
41 A	14.83	1.20595886

Donde **vi** es la velocidad de la reacción en presencia del extracto y **vo** la velocidad de la reacción del ensayo control (sin extracto).

Como se puede observar en las tablas, ninguno de los extractos analizados presenta actividad inhibidora de tripsina, pues los resultados obtenidos fueron mayores a 0,8 de vi/vo en las condiciones trabajadas.

Conclusiones

- Los extractos presentaron actividad proteolítica frente a sustrato BAPA evaluado a pH 8,0.

- No se encontraron inhibidores de tripsina y, por lo tanto, tampoco de quimiotripsina en los tratamientos en estudios.

Agradecimientos

Los autores expresan su reconocimiento a las autoridades de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo, Perú, por su constante apoyo y facilidades para la realización de las expediciones botánicas. Asimismo, nuestra gratitud a Concytec que, gracias a su financiamiento económico (contrato n° 107-2015-FONDECYT), hizo posible la realización de la expedición a Salpo y, con ello, concluir este trabajo.

Contribución de los autores

D. A.: Exploraciones de campo, análisis de laboratorio y redacción del manuscrito original; M. Z.: Análisis de laboratorio y redacción del manuscrito original; L. B.: Análisis de laboratorio, análisis de resultados y redacción del manuscrito original. S. L.: Exploraciones de campo, toma de fotografías, redacción del manuscrito original: Los autores hemos leído el manuscrito final y autorizamos su publicación

Conflictos de intereses

Los autores declaran no tener conflictos de intereses.

Literatura citada

Babu, S. R. & B. Subrahmanyam. 2010. Bio-potency of serine proteinase inhibitors from Acacia senegal seeds on digestive proteinases, larval growth and development of *Helicoverpa armigera* (Hübner). Pestic. Biochem. Physiol., 98: 349–358.

Barberis, S. E.; E. Quiroga; M. C. Arribére & N. Priolo.

2002. "Peptide synthesis in aqueous-organic biphasic systems catalyzed by a protease isolated from Morrenia brachystephana (Asclepiadaceae)". Journal of Molecular Catalysis B: Enzymatic, 17(1):39-47.

Brako, L. & J. Zarucchi. 1993. Catalogue of the flowering plants & gymnosperms of Peru. (Monographs in Systematic Botany vol. 45) Missouri Botanical Garden, St. Louis, MO. Pp1-1286.

Da Silva, D.; C. F. R. de Oliveira; J. R. P. Parra; S. Marangoni & M. L. R. Macedo. 2014. Short and long-term antinutritional effect of the trypsin inhibitor ApTI for biological control of sugarcane borer. Journal of Insect Physiology, 61: 1–7.

Freitas, C. D. T.; J. S. Oliveira, M. R. A. Miranda; N. M. R. Macedo; M. P. Sales; L. A. Villas-Boas & M. V. Ramos. 2007. "Enzymatic activities and protein profile of latex from Calotropis procera" Plant Physiology and Biochemistry, 45: 781-789.

IPNI. 2017. The International Plant Names Index. Disponible en: http://www.ipni.org/. Acceso: 30 de noviembre del 2017.

IUCN. 2012. The IUCN Red List of threatened species, version 2012.1. IUCN Red List Unit, Cambridge, UK, Available from: http://www.iucnredlist.org/ (accessed: 16 abril 2016).

IUCN Standards and Petitions Subcommittee. 2017. Guidelines for Using the IUCN Red List Categories and Criteria, versión 13. Prepared by the Standards an Petitions Subcommitee. Disponible en: http://www.iucnredlist.org/documents/Red List Guidelines.pdf. Acceso 30 de noviembre 2017.

Jamal, F.; D. Singh & P. K. Pandey. 2014. Negative Effects of a Nonhost Proteinase Inhibitor of 19.8 kDa from *Madhuca indica* Seeds on Developmental Physiology of *Helicoverpa armigera* (Hübner). BioMed Research International, 2014: 1-10.

Jørgensen, P. M. & S. León-Yánez. 1999. Catalogue of the Vascular Plants of Ecuador. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Garden. Vol. 75: 1-1181.

León B, A. Sagástegui, I. Sánchez, M. Zapata, A. Meerow & A. Cano. 2006. Amaryllidaceae endémicas del Perú. Rev. peru. biol. Número especial 13(2): 690s – 697.

Rajesh, R.; C. D. Raghavendra Gowda; A. Natarajo; B. L. Dhananjava; K. Kemparaju & B. S. Vishwanath. 2005. "Procoagulant activity of *Calotropis gigantea* latex associated with fibrin (ogen) olytic activity". Toxicon, 46: 84-92.

Scopes, R. 1987. Protein purification. Principles and practice. Springer- Verlag Series.

Smith, P.; R. Krohn; G. Hermanson; K. Mallia; H. Gartner; D. Provenzano; K. Fujimoto; M. Goeke; J. Olson & C. Klenk. 1985. Measurement of protein using bicinchoninic acid Anal Biochem. 150: 76–85.

Soto, M. & M. Leiva. 2015. Estudio exomrfológico y fitoquímico de los bulbos de dos especies endémicas del Perú de la familia Amarylledaaceae. Arnaldoa 22 (1): 269-288.

Stevens, P. & D. Hilary. 2017. Angiosperm Phylogeny Wetsite, version 13. http://www.mobot.org/MOBOT/research/APweb./. (Visitado 16 de noviembre del 2017).

The Field Museum. 2018. The Field Museum. Disponible en: http://emuweb.fieldmuseum.org/botany/detailed.php. Acceso: 12 de setiembre del 2016.

The Plant List. 2018. The Plant List. A working list of all plant species. Versión 1.1. 2016. Disponible en: http://www.theplantlist.org. Acceso: 22 de agosto del 2016.

Thiers, B. 2018. Index Herbariorum: A global directory of public herbaria and associated staff. New York Botanical Garden's Virtual Herbarium. Disponible en: http://sweetgum.nybg.org/ih/. Acceso: 1 de agosto del 2016.

Tropicos. 2018. Tropicos.org. Missouri Botanical Garden. Disponible en: http://www.tropicos.org. Acceso: 18 de agosto del 2016.

Valencia, R.; N. Pitman; S. León-Yánez & P. M. Jørgensen (editores). 2000. Libro Rojo de las Plantas Endémicas del Ecuador. Herbario QCA, Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Quito. 1–489 pp.

Ulloa, C.; J. Zarucchi & B. León. 2004. Diez años de adiciones a la flora del Perú: 1993-2003. Edición Especial de la revista Arnaldoa.

Valencia, R.; N. Pitman; S. León-Yánez & P. M. Jørgensen (editores). 2000. Libro Rojo de las Plantas Endémicas del Ecuador. Herbario QCA, Pontificia Universidad Católica del Ecuador, Quito. 1–489 pp.

Weigend, M. 2002. Observations on the Biogeography of the Amotape-Huancabamba Zone in Northern Peru. In: K. Young et al., Plant Evolution and Endemism in Andean South America. Bot. Review 68(1): 38–54.

Weigend, M. 2004. Additional observations on the

biogeography of the Amotape-Huancabamba zone in Northern Peru: Defining the South-Eastern limits. Rev. per. biol. 11(2): 127-134.

Zhang, X.; Y. Li; J. Romeis; X. Yin; K. Wu & Y. Peng. 2014. Use of a Pollen-Based Diet to Expose the Ladybird Beetle *Propylea japonica* to Insecticidal Proteins. PLoS ONE, 9(1): e85395.

ANEXOS



Fig. 2. Planta de *Ismene amancaes* (Amaryllidaceae)



Fig. 3. Procesamiento de *Ismene amancaes*. A. Lavado y secado de las plantas; B. Pesado; C. Molido de las plantas: D. Separación y dilución en los buffers de extracción; E. Filtrado de la suspensión de la planta y el buffer de extracción; F. Llenado del sobrenadante para centrifugación; G. Matraz con el sobrenadante del buffer de extracción y planta.



Fig. 4. Proceso de liofilización de las muestras. A. Limpieza y armado del liofilizador; B. Encendido y manejo del liofilizador; C. Muestras centrifugadas; D. Llenado del sobrenadante de la muestra centrifugada a los tubos de liofilización: E. Proceso de congelamiento de las muestras a -40°C; F. Muestra congelada colocándose en el liofilizador (-80°C).



Fig. 5. Muestras finalizando el proceso de liofilización.